30D

22102093211

Med
K16554

Aus dem chemischen Laboratorium des k. u. k. Militärsanitätskomitee
(Vorstand Generalstabsarzt Prof. Dr. Florian Kratschmer).

Mikroskopische Untersuchung des Wassers

mit Bezug

auf die in Abwässern und Schmutzwässern

vorkommenden

Mikroorganismen und Verunreinigungen.

Von

Mr. ph. Emanuel Senft,
k. u. k. Militärapotheker.

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Mit 180 Figuren in 86 Abbildungen im Texte
und 220 Figuren auf 10 lithographierten Tafeln.

Wien.
Verlag von Josef Šafář.
1905.

Alle Rechte vorbehalten.

WELLCOME INSTITUTE
LIBRARY
Coll. wel Omec
No.

95/3
10 P 14

Seiner Hochwohlgeboren

Herrn

k. u. k. Generalstabsarzt

Dr. Josef Ritter v. Uriel,

Ritter des Leopold-Ordens etc. etc.,
Chef des militärärztlichen Offizierskorps und Vorstand der 14. Abteilung
des Reichskriegsministeriums,

ehrfurchtsvoll zugeeignet

vom

Verfasser.

Inhalt.

Allgemeiner Teil.

Seite

Vorwort VII
Einleitung 1

I. Das Mikroskop und die Nebenapparate, welche bei einer mikroskopischen Wasseruntersuchung nötig sind 7
I. Das Mikroskop 8
II. Beleuchtung 16
III. Beleuchtung mit dem Abbéschen Kondensor 17
IV. Die Mikroskopierlampen und das Abschwächen des Lichtes . 18
V. Die Einstellung des Mikroskopes 20
VI. Blendungen 22
VII. Objektträger und Deckgläser 22
VIII. Allgemeine Bemerkungen 24
IX. Objektive und Okulare 26
X. Das Zeichnen 29
XI. Das Messen der Präparate 32

II. Sammeln, Aufbewahren und Untersuchung der Wasserproben . . . 34
I. Die Herstellung der Präparate 37
II. Die Herstellung der Dauerpräparate 42
Die zur Vornahme einer mikroskopischen Wasseruntersuchung nötigen Utensilien und Reagentien 50
Utensilien 50
Reagentien und andere Behelfe 52

III. Die saproben Organismen und die Selbstreinigung des Wassers . . 53

Spezieller Teil.

Anorganische Körper 63
Organisierte Körper 65
Pflanzliche Bewohner 65
I. Schizophyta 65
Schizomycetes 65
Coccaceae 71
Bacteriaceae 73
Spirillaceae 75
Chlamydobacteriaceae 77
Beggiatoaceae 81

Seite

Schizophyceae 82
Chroococcoideae 85
Chamaesiphoneae 86
Oscillatoriaceae 86
II. Zygophyta 89
Peridineae 89
Bacillarieae 90
Conjugatae 98
Desmidiaceae 100
Zygnemaceae 103
Mesocarpaceae 104
III. Euthallophyta 104
Chlorophyceae 104
Protococcoideae 108
Pleurococcaceae 108
Tetrasporaceae 109
Protococcaceae 110
Volvocineae 111
Confervoideae 113
Ulvaceae 114
Ulotrichaceae 114
Chaetophoraceae 116
Oedogoniaceae 116
Coleochaetaceae 117
Cladophoraceae 117
Siphoneae 117
Characeae 118
Fungi 119
IV. Phaeophyceae 122
V. Rhodophyceae 122
Tierische Bewohner 123
Protozoen 123
Sarcodina 124
Rhizopoda 124
Infusoria 128
Mastigophora 129
Ciliata 139
Holotricha 151
Heterotricha 153
Oligotricha 154
Hypotricha 154
Peritricha 156
Suctoria 157
Höher organisierte Tiere 158
Verunreinigung des Wassers 166
Schlußwort 172
Literaturverzeichnis 181
Register 187

Vorwort.

Die Absicht, welche dem Verfasser dieses Buches vorschwebte, war, dem Hygieniker einen kurzen Leitfaden zur Bestimmung der wichtigsten, in Abwässern und Schmutzwässern vorkommenden Mikroorganismen, sowie anderer, nicht organisierter Schwebestoffe zu bieten.

In dieser Richtung sind in der neuen Zeit sehr umfangreiche und eingehende Untersuchungen gepflogen und treffliche Abbildungen veröffentlicht worden.

Gleichwohl dürfte kaum in Abrede gestellt werden, daß das, was selbst in größeren Lehrbüchern der Hygiene über diesen Gegenstand beigebracht wird, nicht als zureichend erachtet werden kann.

Nach der Erfahrung, daß ein brauchbares Bild mehr sagt, als eine lange Beschreibung, wurde das Werk mit zahlreichen Abbildungen illustriert. Zu diesem Zwecke wurden teils Originale gebracht, teils Abbildungen aus bestbekannten Autoren entlehnt und treu kopiert.

Hiebei konnte nur das Wichtigste ausgewählt werden und der Verfasser mußte sich eine gewisse Beschränkung auferlegen, um das Buch nicht ungebührlich anwachsen zu lassen, um von vornherein den beabsichtigten Zweck nicht zu verfehlen.

Das am Schlusse des Buches angebrachte kurze Literaturverzeichnis ermöglicht es dem Leser, sich über alle einschlägigen Fragen näher zu orientieren.

Die Verlagsbuchhandlung scheute keine Kosten, um durch sorgfältige Ausführung der Bilder und schöne Ausstattung das Buch zweckentsprechend zu gestalten.

Es sei mir an dieser Stelle gestattet, meinem hochverehrten Vorstand Herrn Generalstabsarzt Professor Dr. Fl. Kratschmer für die vielfachen Ratschläge, welche er mir bei der Verfassung des Buches erteilte, meinen tiefgefühlten Dank auszusprechen.

Wien, im Mai 1905.

Der Verfasser.

Einleitung.

Im Jahre 1675 entdeckte Anton van Leeuwenhoek, der größte und bedeutendste wissenschaftliche Amateur, im Regenwasser außerordentlich kleine Tierchen, welche sich lebhaft bewegten, und gründete damit eine neue Lehre, der sich trotz vielseitiger Anzweiflung in Kürze viele Freunde der Naturbeobachtung anschlossen.

Es waren zumeist wissenschaftliche Laien, welche mit ihrem offenen Blick und bewunderungswürdigen Beobachtungstalent für jene Zeit gerade Hervorragendes geleistet haben.

Unter diesen muß an erster Stelle der Maler Roesel von Rosenhof († 1759) genannt werden. Dieser Künstler hat sich durch sein Werk: »Insekten-Belustigungen« einen unsterblichen Namen geschaffen.

Man sah, wie Ehrenberg mitteilt, in diesen kleinen Tierchen — »Animalculis« — den ärgsten Feind der Menschheit, welcher die schrecklichsten Epidemien, wie Pest u. a., verpflanze.

Man vermutete damals auch, daß sich diese Lebewesen nicht bloß im Wasser, sondern überall, auch in der Luft befinden und ein anonymer Engländer schlug vor, gegen diese unsichtbaren Feinde mit Musik, Trompeten, Pauken und Kanonen vorzugehen und sie wie die Heuschreckenschwärme zu verjagen und ihre Massen zu zersprengen.

Zu gleicher Zeit als man den »Animalculis« eine größere Aufmerksamkeit schenkte, wurden auch die mikroskopischen Algen bekannt und man hat in ihnen den Jugendzustand größerer Pflanzen, andererseits auch eine Degeneration solcher sehen wollen.

Bis dorthin kannte man bloß die grünen filzigen Überzüge der verschiedensten Wasseransammlungen, welche mit dem Gesamtbegriffe: »Pristleysche grüne Materie« bezeichnet wurden.

Diese war bekanntlich die Ursache des epochalen Fundes des englischen Physikers Pristley, welcher die Sauerstoffabscheidung dieser grünen Algenmassen entdeckte.

Bis zur heutigen Zeit spricht man, ohne eine systematische Trennung ins Auge zu fassen, noch immer von der »Pristleyschen grünen Materie.«

Im Jahre 1786 hat der dänische Naturforscher Justizrat Otto Friedrich Müller in seinem Werke: »Animalcula infusoria fluviatilia et marina« sehr viele der Infusorien und mikroskopischen Algen beschrieben und abgebildet.

O. F. Müller, der dänische Fürst mikroskopischer Forschung, wie ihn Ehrenberg nennt, muß eben als einer der ersten wissenschaftlichen Arbeiter auf diesem Gebiete bezeichnet werden.

Nach einem halben Jahrhundert, im Jahre 1838, verzeichnen wir das großartige Werk des Christian Gottfried Ehrenberg, welches »Infusorien als vollkommene Organismen« betitelt war. Das Werk Ehrenbergs ist eine Monographie ersten Ranges und hat, trotz vieler irrtümlicher Ansichten über die Organisation der Infusorien, bis auf die heutige Zeit ihren vollen Wert behalten.

Nach Ehrenberg könnten wir eine große Reihe wohlverdienter Forscher nennen, welche sich durch das Studium der Wassermikroorganismen einen dauernden Namen geschaffen haben.

Es ist hier nicht der Raum dazu, um die ganze Reihe dieser Männer der Wissenschaft anzuführen. Manche dieser Namen finden wir in dem diesem Werke angeschlossenen Literaturverzeichnisse, im übrigen wird hier auf den historischen Überblick der großen und bedeutenden Werke von Lampert[1]) und Schönichen-Kalberlah[2]) hingewiesen.

Die bis zu dieser Zeit fast ausschließlich vom zoologischen oder botanischen Standpunkte bearbeiteten Werke und Publikationen erfuhren in den siebziger Jahren durch Ferdinand Cohn, — welchen Mez in seinem später genannten Werke mit Recht als »Begründer der mikroskopischen Analyse« bezeichnet — eine wesentliche Änderung.

F. Cohn war der erste, der es versuchte, das Vorkommen mancher Mikroorganismen im Wasser zu der Reinheit, beziehungsweise Verunreinigung desselben in Beziehung zu bringen.

Eigentlich könnte schon die Arbeit desselben Forschers, welche im Jahre 1853 erschien und »Über lebende Organismen im Trinkwasser« betitelt war, als der Grundstein einer mikroskopischen Wasseranalyse bezeichnet werden.

Von Cohn angefangen, läßt sich für die mikroskopische Wasseruntersuchung eine neue — die hygienische — Richtung verzeichnen.

Als von Cohn und seinen Anhängern manche dem unreinen Wasser eigene und andere fast ausschließlich in reinem Wasser vorkommende Organismen aufgefunden wurden, wurde dieses bis dahin nur Zoologen und Botanikern bekannte Feld auch von Hygienikern

[1]) Lampert: »Das Leben der Binnengewässer.« Leipzig 1899.

[2]) Schönichen-Kalberlah: »B. Eyferts Einfachste Lebensformen des Tier- und Pflanzenreiches.« Braunschweig 1900.

betreten, und es wurde versucht, diese Mikroorganismen bei der hygienischen Beurteilung des Wassers als charakteristische Merkmale zu verwenden.

Den Zweck, welchen eine mikroskopische Wasseruntersuchung haben sollte, bespricht Prof. Hirt in seiner Publikation: »Über Prinzipien und die Methode der mikroskopischen Untersuchung des Wassers«. Ein diesbezüglicher Passus soll hier wörtlich wiedergegeben werden: »Die mikroskopische Untersuchung des Wassers hat zunächst den Zweck, die Resultate der chemischen Analyse zu kontrollieren, resp. zu bestätigen, dann auch in zweiter Reihe sie zu ergänzen und zu erweitern. Wenn der Chemiker uns mitteilt, daß in dem untersuchten Wasser eine so und so große Menge »organischer Substanzen« enthalten ist, so müssen wir mit dieser Angabe, auch wenn wir nicht wissen, welcher Art diese Substanzen sind, notgedrungen zufrieden sein; der Mikroskopiker dagegen ist imstande, uns über die Natur derselben, namentlich ihr morphologisches Verhalten, ins klare zu setzen«.

Wenn auch nach den Arbeiten Cohns und seiner Anhänger eine unbestreitbare Wichtigkeit der mikroskopischen Wasseranalyse, bezugnehmend auf die hygienische Beurteilung des Wassers, anerkannt wurde und in manchen hygienischen Lehrbüchern Anklang fand, wurde sie trotzdem fast allgemein nur ganz kurz berührt.

Die wesentliche Ursache davon lag offenbar nur darin, daß die mikroskopische Wasseranalyse eine ziemlich große Formenkenntnis der Wassermikroorganismen voraussetzt, und daß solche Kenntnisse zu der Zeit nur Spezialisten, Zoologen oder Botanikern eigen waren. Die diesbezügliche Literatur war zerstreut, und wenn es auch nicht an vorzüglichen, diesen Gegenstand vom botanischen, beziehungsweise zoologischen Standpunkte behandelnden Büchern mangelte, hat es kein Werk gegeben, in welchem dieses Thema vom hygienischen Standpunkte bearbeitet wäre.

Das große Verdienst, dieses Thema zuerst zusammenfassend und erschöpfend behandelt zu haben, gebührt Mez, welcher in seiner »Mikroskopischen Wasseranalyse 1898« die wichtigsten im Wasser vorkommenden Pilze, Algen und Infusorien beschreibt und uns mit ihrem Vorkommen in Wässern verschiedener Reinheit und Provenienz bekannt macht.

Diesem ausgezeichneten Werke wurden manche Daten über das Vorkommen der Mikroorganismen in Schmutzwässern entnommen.

Die große Wichtigkeit, welcher der Wasserversorgung, beziehungsweise der Wasseruntersuchung vom hygienischen Standpunkte zukommt, hat dazu Anlaß gegeben, daß im Jahre 1901 in Berlin die königliche Wasseruntersuchungs- und Prüfungsanstalt ins Leben trat.

Ihr Organ: »Mitteilungen aus der königlichen Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung«, herausgegeben von Dr. Schmidtmann und Prof. Günther, von welchen zur Zeit das 4. Heft erschien, berücksichtigt in würdigster Weise die Beurteilung des Wassers vom mikroskopischen Standpunkte.

Die in diesen Mitteilungen erschienene Arbeit von Dr. Kolkwitz und Dr. Marsson: »Grundzüge für die biologische Beurteilung des Wassers nach seiner Flora und Fauna« ist für unsere Zeit richtunggebend, und wir wollen uns in unseren Ausführungen an diese Arbeit insbesondere an die Nomenklatur, welche diese beiden Forscher vorgeschlagen haben, anlehnen.

Die im 4. Hefte erschienene Arbeit des Prof. Marsson: »Die Abwasserflora und Fauna einiger Kläranlagen« bringt sehr wertvolle Beiträge zur mikroskopischen Untersuchung des Wassers und berücksichtigt die biologischen Verhältnisse, welche der Forscher an den einzelnen Organismen studiert hat. Es war leider in Anbetracht der knappen Darstellung nicht möglich, diese wertvollen Mitteilungen wiedergeben zu können, und ich verweise auf diese Abhandlung.

I. Allgemeiner Teil.

I. Das Mikroskop und die Nebenapparate, welche bei einer mikroskopischen Wasseruntersuchung nötig sind.

Bei jeder mikroskopischen Untersuchung spielt in erster Linie ein gutes Mikroskop die größte Rolle. Der heutige Stand der Fabrikation erlaubt für verhältnismäßig billiges Geld die Anschaffung eines solchen Instrumentes, welches in jeder Beziehung unseren Anforderungen entspricht.

Die Leistungsfähigkeit der optischen Anstalten des In- und Auslandes ist so weit vorgeschritten, daß man sich mit vollstem Vertrauen an eine der hier genannten Firmen wenden kann in der Zuversicht, einen tadellosen Apparat zu bekommen. Es sind dies unter anderen: Reichert-Wien, Zeiß-Jena, Seibert-Wetzlar, Leitz-Wetzlar, Hartnack-Potsdam, Winkel-Göttingen, Klönne und Müller-Berlin.

Es sei hier gleichzeitig vor kleinen Instrumenten gewarnt, welche nicht selten in verschiedenen Zeitschriften zu verlockend niedrigem Kaufpreis angepriesen werden. — Denn, wenn auch in den letzten Jahren die Preise der Mikroskope infolge vieler praktischer Neuerungen in bezug auf Komposition des Glases, Schliff der Linsen u. a. sehr gesunken sind, ist es dennoch unmöglich, ein wirklich leistungsfähiges, mit guten Linsen ausgestattetes Instrument zu derart niedrigen Preisen zu liefern.

Wenn hier speziell die Instrumente der Firma Reichert in Wien[1]) hervorgehoben werden, so hat dies seinen Grund nur darin, daß ich seit Jahren mit Mikroskopen dieser Firma arbeite und dieselben ihrer Leistungsfähigkeit nach mit allen anderen, mir bekannten Apparaten ausländischer Firmen gleichstellen kann.

Das erste Prinzip, welches beim Ankaufe eines Mikroskopes aufrecht erhalten werden soll, ist, daß man nicht, durch Sparsamkeit ge-

[1]) C. Reichert, optische Werkstätte, Wien, Bennogasse.

leitet, ein kleines und einfaches Stativ wähle. Man halte sich stets vor Augen, daß bei späteren Erweiterungen der mikroskopischen Untersuchung ein derartiger Apparat dem Zwecke nicht mehr voll wird entsprechen können, indem er sich für gesteigerte Anforderungen nicht weiter ergänzen läßt.

Man kann hingegen bei Anschaffung der optischen Ausrüstung anfänglich sparsamer vorgehen, da sich dieselbe für die ersten Untersuchungen mit wenigem Aufwande beschaffen läßt und nach und nach ergänzt werden kann.

Für die mikroskopische Untersuchung des Wassers wird am besten ein Mikroskop gewählt, das eine 60—1000fache Vergrößerung gestattet.

Wenn auch heutzutage die Wichtigkeit mikroskopischer Untersuchungen soweit anerkannt wird, daß auf jeder Hochschule — zuweilen auch schon in Mittelschulen — das Nötige in bezug auf Handhabung des Mikroskopes gelehrt wird, glaube ich doch, daß hier eine kurze Anleitung zum Gebrauche des Mikroskopes am Platze sein wird, zumal ich mir vorgenommen habe, den Leser speziell mit zwei Gattungen von Mikroskopen der Firma Reichert bekannt zu machen. Es sind dies mittelgroße Arbeitsmikroskope, welche speziell zu unserem Zwecke zu empfehlen sind.

Bezüglich der allgemeinen Mikroskopie und des erweiterten Gebrauches des Mikroskopes verweise ich auf die Werke von Behrends,[1]) Straßburger[2]) und Zimmermann[3]). — Hier soll nur eine möglichst kurze Beschreibung der erwähnten Instrumente und eine Anleitung zum Gebrauche derselben gegeben werden.

I. Das Mikroskop.

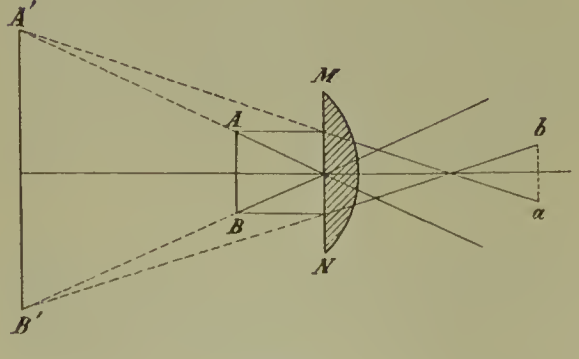


Abb. 1.

Simplex aus v. Vogl: »Pharmakognosie.«

Das einfache Mikroskop (Simplex) oder die Lupe (Abb. 1) ist eine plankonvexe oder bikonvexe Linse ($M-N$), durch welche die von einem davor gebrachten Objekte $A\ B$ ausgehenden Lichtstrahlen derart gebrochen werden, daß sie auf der Netzhaut des Beobachters ein verkehrtes Bild $a\ b$ erzeugen, welches hinter der Linse vergrößert erscheint ($A'B'$).

[1]) Behrends: Das Mikroskop und die mikroskopischen Apparate.« Braunschweig 1889.

[2]) Straßburger: »Das große botanische Praktikum. Jena 1904.

[3]) Zimmermann: »Das Mikroskop.« Leipzig 1895.

Solche Sammellinsen sind gewöhnlich in Horn oder Metall gefaßt, mit einer Handhabe versehen und entweder einfach oder zu 2—3 verbunden.

Man wird sich solcher Lupen, wie wir später erfahren werden, zum Präparieren bedienen können.

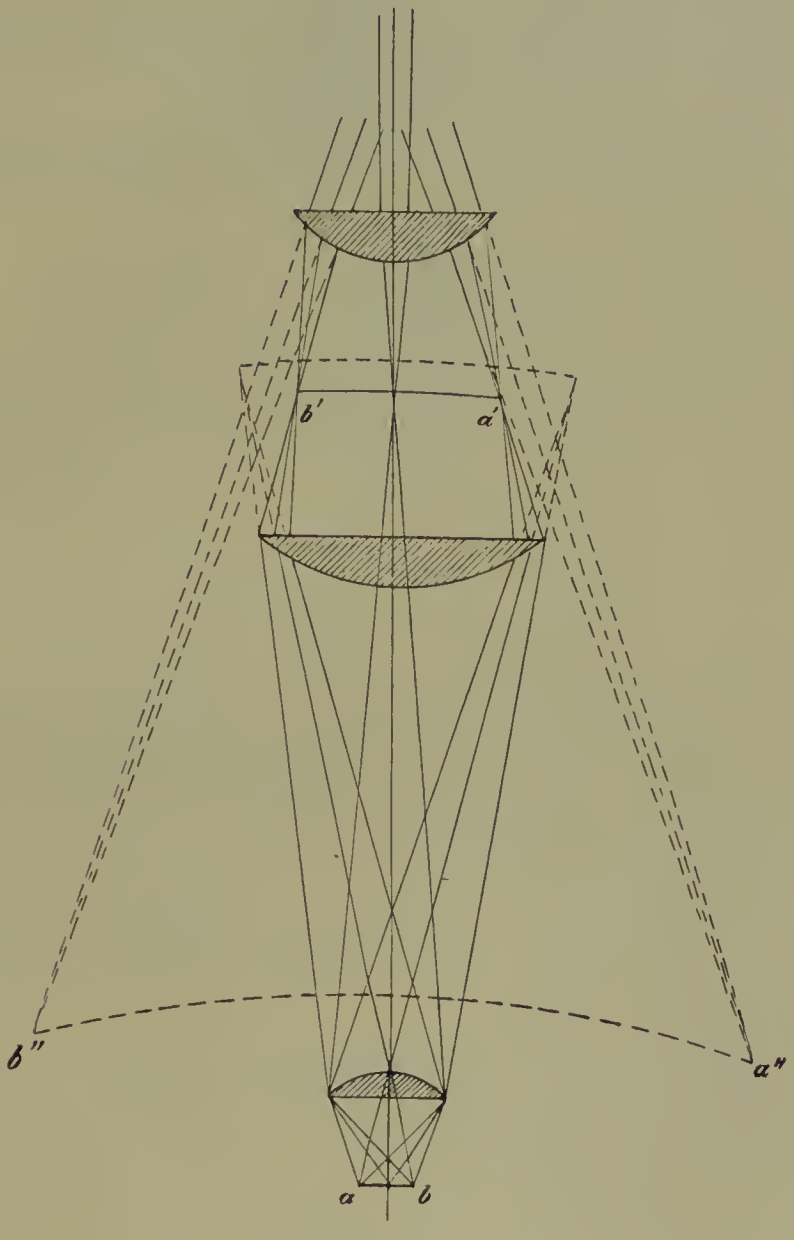


Abb. 2.

Kompositum. Nach Frey

Das zusammengesetzte Mikroskop (Kompositum – Abb. 2) besteht aus Linsensystemen, welche in einer Metallröhre (Tubus) angebracht sind. Das dem Auge zugekehrte Linsensystem wird als Okular, das dem Gegenstande (Objekt) zugewendete als Objektiv bezeichnet.

Durch das Objektiv wird von dem außerhalb seiner Brennweite befindlichen Objekte *a b* ein verkehrtes, vergrößertes Bild *a' b'* entworfen, das sogenannte physische Bild, welches durch das Okular, wie durch eine Lupe betrachtet, abermals vergrößert wird und ein scheinbares oder virtuelles Bild *a" b"* liefert.

Die hier kurz angedeutete Wirkung der Linsen ist von mehreren Fehlern begleitet, von denen speziell zwei hervorgehoben werden sollen: die sphärische und die chromatische Aberration.

Die sphärische Aberration besteht darin, daß die im Objektraume von einem Punkte der Achse (Abb. 3 *P*) ausgehenden Licht-

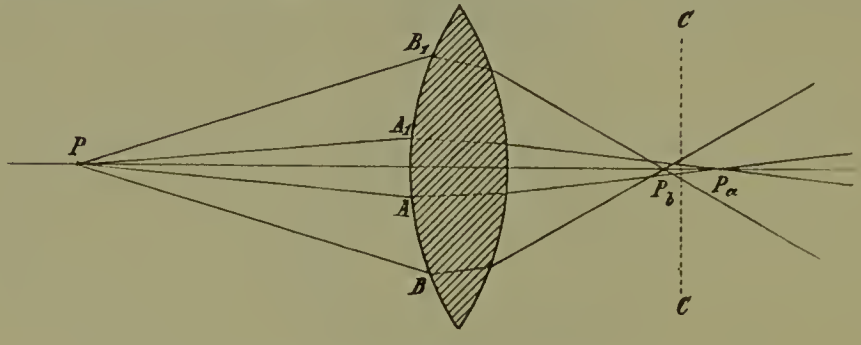


Abb. 3.

Sphärische Aberration. Nach Zimmermann.

strahlen nicht gleichartig gebrochen werden, indem die Randstrahlen *B* B_1 eine wesentlich stärkere Brechung erleiden als die zentralen Strahlen *A* A_1, daher nicht alle Strahlen gleichzeitig in derselben Ebene *C* projiziert werden. Die sphärische Aberration der Linse ist umso größer, je stärker die Krümmung derselben ist.

Die chromatische Aberration ist dadurch bedingt, daß die verschiedenen Lichtstrahlen je nach ihrer Farbe verschiedenartig gebrochen werden (Abb. 4), die violetten bekanntlich am stärksten. Es

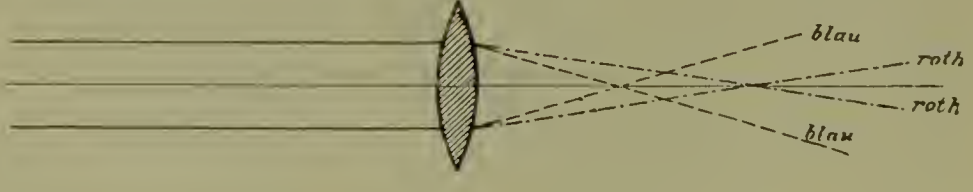


Abb. 4.

Chromatische Aberration.

wird somit der Brennpunkt für diese Strahlen der Linse näher zu liegen kommen als derjenige der roten Strahlen. Bei einfachen konvexen Linsen sind daher die Bilder farbig umrändert.

Um diese beiden Fehler auszugleichen, werden die Linsen für Mikroskope derart kombiniert, daß man die bikonvexen Crownglaslinsen

mit bikonkaven Flintglaslinsen vereinigt. Solche Linsenkombinationen werden durch Verkitten zweier derartiger Linsen mittels Kanadabalsam hergestellt (Abb. 5).

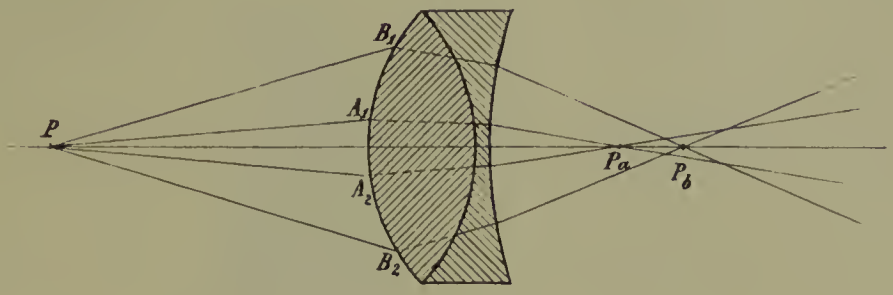


Abb. 5.

Zusammenstellung der Linsen zur Ausgleichung der chromatischen und sphärischen Aberration. Nach Zimmermann.

Durch entsprechende Kombinationen lassen sich sowohl sphärische wie chromatische Aberration ausgleichen oder korrigieren.

Man nennt solche die sphärische Aberration korrigierende Linsen aplanatisch, die die chromatische Abweichung ausgleichenden achromatisch.

Durch Kombination mehrerer solcher Doppellinsen versucht man bei der Zusammensetzung der Objektive die noch anhaftenden Fehler möglichst auszugleichen. –

Die beiden nächsten Abbildungen stellen zwei naturgetreue Bilder der Reichertschen Instrumente dar; Abb. 7 das große Stativ II, Abb. 8 das Stativ »Austria« Nr. III.

Wir wollen uns mit beiden Stativen, sowie mit ihrer optischen Ausrüstung im Laufe dieser Abhandlung eingehender befassen. Vorläufig soll uns zur allgemeinen Orientierung das nebenstehende, schematische Bild eines Mikroskopes dienen (Abb. 6).

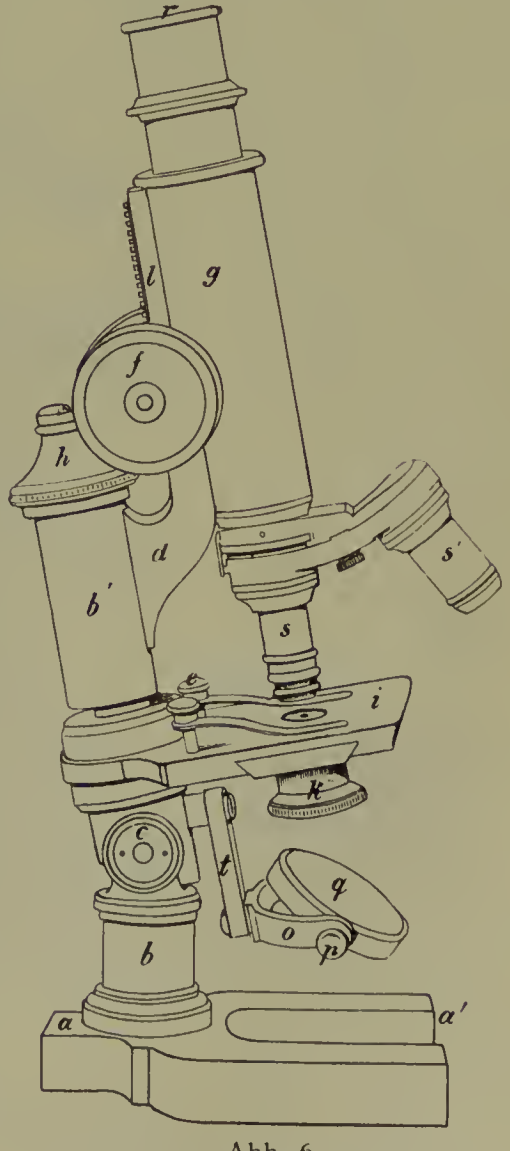


Abb. 6.

Schematische Abbildung des Mikroskopes. (Erklärung im Texte.)

An jedem Mikroskope unterscheidet man den mechanischen und den optischen Teil.

Der mechanische Teil (das Stativ) setzt sich aus folgenden Bestandteilen zusammen: Den Unterteil bildet ein hufeisenförmiger Fuß *a a'*, der den eigentlichen Träger des Stativs bildet. Dieser trägt die Säule *b b'*, welche im Gelenke *C* beweglich ist und ein Umlegen des Mikroskopes gestattet. Am oberen Teile der Säule ist ein Arm *d* angebracht, der ein Rohr (Tubus) *g* trägt. Dieses Rohr besteht aus einem äußeren, fixen Mantel und einem inneren ausziehbaren Teile. Das obere Ende des Tubusrohres ist der Träger des Okulares *r*, das untere ist verjüngt und mit einem Gewinde versehen, das zum Anschrauben des Objektivs *s* dient. Um das zeitraubende Abschrauben der Objektive bei jedesmaligem Wechsel der Vergrößerung zu vermeiden, tragen die größeren Stative sogenannte Revolver, welche durch einfaches Drehen die rasche Einstellung bei verschiedener Vergrößerung ermöglichen. Unser Bild zeigt einen solchen zweiarmigen Revolver.

Die Bewegung des Tubus wird durch Zahn (*l*) und Trieb (*f*) bewerkstelligt. Durch Drehen des Triebes läßt sich der Tubus heben und senken. Diese Art der Tubusbewegung dient zur sogenannten groben Einstellung; die feine Einstellung wird durch die Mikrometerschraube (*h*) vermittelt, die sich am oberen Ende der Säule befindet und die schärfste Einstellung gestattet. Der obere Teil der Säule unterhalb der Mikrometerschraube ist hohl und enthält eine sehr starke Feder, durch welche eine lange mit sehr zartem Gewinde versehene Schraube läuft, die oben mit einem Kopfe endigt. Durch Drehen der Schraube wird die genannte Feder zusammengedrückt, bzw. gelockert, der Tubus somit dem Objekte genähert oder von demselben entfernt.

Unterhalb des Tubus, etwa in der Mitte der Säule, ist der Objekttisch (*i*) angebracht, der zur Aufnahme des Objektes dient. Dieses kann mittels zweier federnder Objektklammern *e* festgehalten werden.

Der Objekttisch trägt in der Mitte eine größere Bohrung, deren Lumen durch Einschalten verschieden großer Blenden (*k*) entsprechend verringert werden kann.

Der Doppelspiegel *q* ist einerseits plan, andererseits konkav und an dem unteren Ende der Säule derart befestigt, daß er nach allen Richtungen frei gedreht oder verschoben werden kann.

Unser Bild (Abb. 7) stellt das große Reichertsche Stativ Nr. II dar, das mit dem schematischen Bilde (Abb. 6) im allgemeinen übereinstimmt. Eine wesentliche Abweichung ergibt sich nur aus der Konstruktion des Tisches und des darunter angebrachten Beleuchtungsapparates *B*. An diesem Stative ist der Objekttisch um die optische Achse drehbar und außerdem durch die Schrauben *c* und *c'* verstellbar.

Abb. 7.

Großes Stativ Nr. II (4*a*) Reichert. (Zirka $^{2}/_{3}$ nat. Größe.)

Die erste Eigenschaft (zentrale Drehbarkeit) hat den Vorteil, daß man das Objekt in jede beliebige Lage bringen kann, was besonders beim Zeichnen wichtig erscheint. Durch die seitliche Bewegung mittels Schrauben wird das genaue Einstellen des Präparates in die Mitte des Gesichtsfeldes erleichtert und außerdem wird dieselbe bei Durchmusterung des Präparates vorzügliche Dienste leisten. Für größere Exkursionen ist ein beweglicher Tisch, der aus der Abbildung 9 ersichtlich ist, sehr empfehlenswert. Dieser läßt sich an beiden Stativen sehr leicht anbringen. Zu diesem Zwecke braucht man nur die am hinteren Ende des Tisches befindliche Querleiste *g g* aufzumachen und die Vorrichtung auf den Objekttisch zu legen. Daraufhin wird die Querleiste

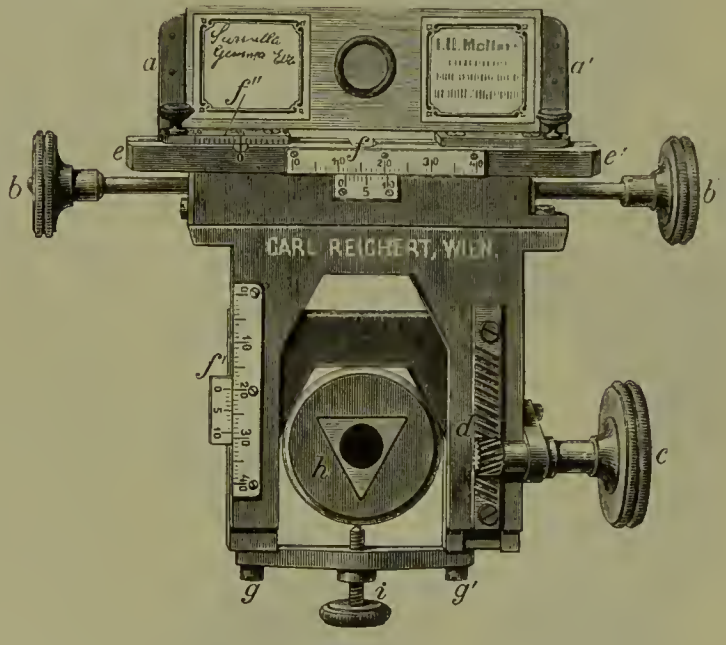


Abb. 9.

wiederum geschlossen und der Apparat mittels der Schraube *i* an der Säule des Mikroskopes befestigt. Dieser bewegliche Tisch gestattet mittels der Schrauben *b* und *c* eine exakte Bewegung des Objektes in zwei zueinander senkrecht orientierten Richtungen. Unterhalb des Tisches ist der Beleuchtungsapparat angebracht, der unter anderem auch eine ausklappbare Vorrichtung für die Irisblende trägt. Mittels des Triebknopfes *J* läßt sich die Irisblende beliebig erweitern und verengern. Überdies ist dieselbe mittels des Triebknopfes *K* im Scharniere beweglich, wodurch eine schiefe Beleuchtung erzielt werden kann (s. S. 17).

Bei dem Stative Nr. III »Austria« (Abb. 8) ist der Objekttisch fest und der Abbésche Beleuchtungsapparat durch einen einfacheren Kondensor mit Irisblende ersetzt.

Bei diesen beiden Stativen ist an der inneren Tubusröhre eine Skala in Millimetern angebracht, welche bei ausgezogenem Tubus dessen

jeweilige Länge anzeigt. Der Tubuslänge fällt bei der mikroskopischen Beobachtung eine wichtige Rolle zu; wir werden hierauf noch zurückkommen.

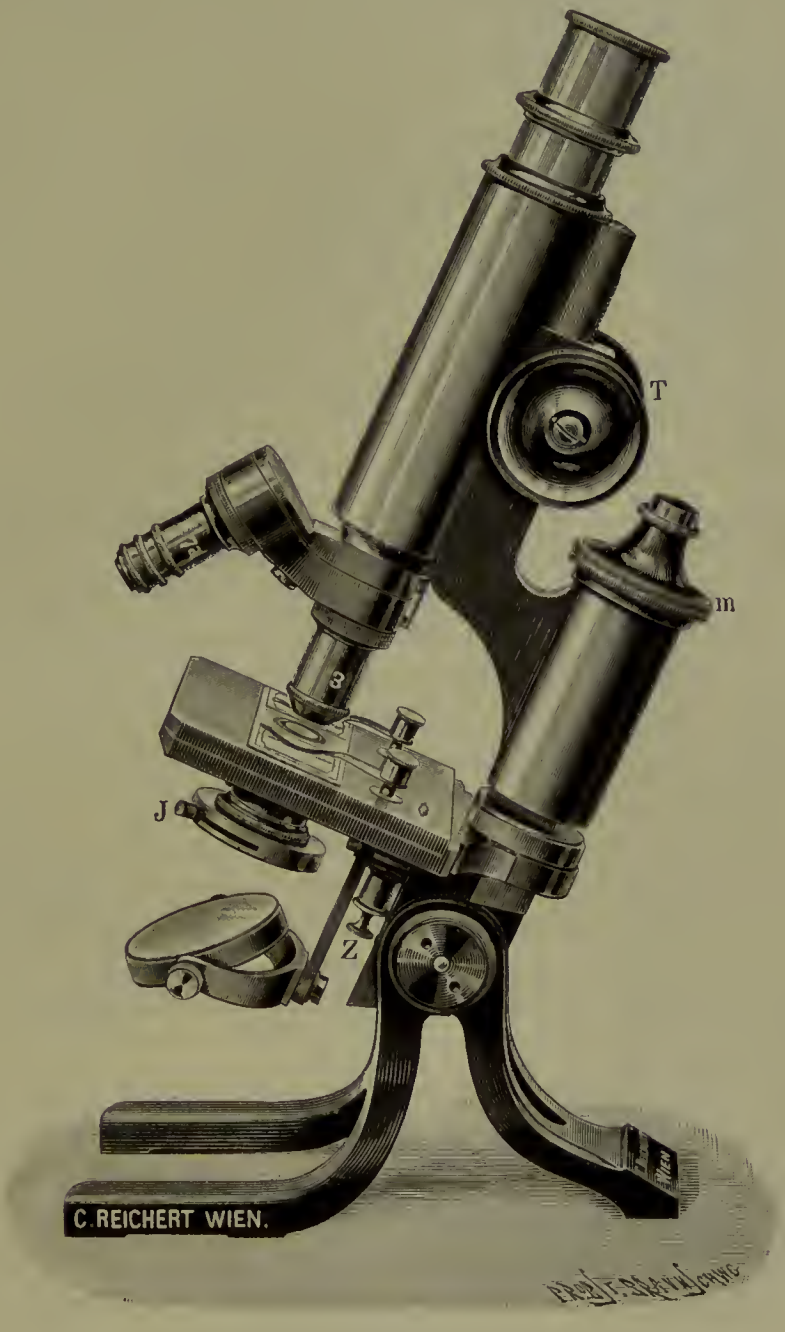


Abb. 8.

Stativ III »Austria«. (2/5 nat. Größe.)

Außer der genannten Skala findet sich am Knopfe der Mikrometerschraube des Stativs Nr II ebenfalls eine Einteilung, über welcher ein Zeiger angebracht ist. Diese Skala wird bei Messungen der Tiefendimensionen benützt.

II. Beleuchtung.

Zu mikroskopischen Beobachtungen eignet sich am besten das Licht, das ein gleichmäßig bewölkter Himmel spendet. Ein wolkenloser oder ein ungleichmäßig bewölkter Himmel bieten weit weniger günstiges Licht.

Zu grelles Sonnenlicht wird am zweckmäßigsten durch Einschalten einer Scheibe aus blauem Glase in den Behälter der Irisblende abgeschwächt; bei stark bewölktem Himmel wird, um die Lichtstrahlen zu konzentrieren, der Beleuchtungsapparat in Anwendung gebracht (siehe unten).

Die erste Aufgabe nach Befestigung der Objektive am Mikroskope ist, sich ein gleichmäßig helles Gesichtsfeld zu verschaffen.

Zu diesem Zwecke wird zunächst das Mikroskop in eine schräge Lage gebracht, indem man es mit einer Hand am Fuße festhält, mit der anderen an der Säule anfaßt und das Mikroskop umlegt. Durch Heben des Tubus mit Zahn und Trieb wird hierauf zwischen Objekttisch und Revolver ein genügend großer Raum (etwa 4 *cm*) geschaffen, der es gestattet, die Objektive bequem an dem Revolver anzubringen. Dies geschieht an den mit den korrespondierenden Nummern der Objektive bezeichneten Bohrlöchern des Revolvers. Danach wird das Mikroskop in seine frühere aufrechte Lage gebracht, und nachdem in den Tubus ein Okular eingefügt wurde, durch Drehen und seitliches Verschieben des Spiegels ein gleichmäßig helles Gesichtsfeld gesucht.

Bei schwachen, etwa bis 100fachen Vergrößerungen bedient man sich des ebenen, bei stärkeren Vergrößerungen des Hohlspiegels. Umgekehrt kommt bei Benützung des Abbéschen Beleuchtungsapparates für schwächere Vergrößerungen der Hohl-, für stärkere der Planspiegel in Anwendung.

Außer der für gewöhnlich benützten geraden (zentrischen) Beleuchtung wird bei gewissen Untersuchungen die schiefe (exzentrische) Beleuchtung insoferne manche Vorteile bieten, als hiedurch viele Details des Präparates deutlicher hervorgehoben werden.

Um solches schiefes Licht zu erhalten, genügt es, bei dem Stativ II den Irisdiaphragmaträger durch Drehen des Triebknopfes *K* nach links oder rechts zu bewegen. Da bei diesem Stative überdies der Diaphragmaapparat um seine eigene Achse drehbar ist, gelingt es, durch Drehen und gleichzeitige exzentrische Stellung der Blendvorrichtung, dem Objektiv von allen Seiten schiefes Licht zukommen zu lassen.

Bei den beiden hier besprochenen Stativen ist es möglich, von der Kondensorbeleuchtung zu einer einfachen überzugehen, da die an den beiden Stativen angebrachten Kondensoren ausschaltbar sind.

In vielen Fällen ist zur Auflösung schwieriger Objekte, besonders mancher Diatomeenpanzer, nicht nur schiefes Licht überhaupt nötig, sondern es muß der Lichtkegel auch schief auf die Hauptachse des Präparates gerichtet werden (Abb. 10).

Bei diesem Umstande leistet ein um seine Vertikalachse drehbarer Objekttisch, wie er an dem Stativ II angebracht ist, sehr gute Dienste. Bei unbeweglichem Tische, wie ihn das Stativ »Austria« besitzt, muß nämlich das Präparat mit der Hand so lange verschoben werden, bis das Objekt in die günstigste Stellung zum Einfallswinkel der Lichtstrahlen gebracht wird.

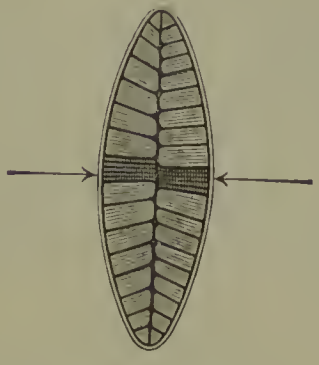


Abb. 10.

III. Beleuchtung mit dem Abbéschen Kondensor.

Um die Lichtstrahlen besonders bei schwacher Beleuchtung zu konzentrieren, bedient man sich verschiedener Kondensoren, welche im Vereine mit der Irisblende eine entsprechende Belichtung des Objektes gestatten. Diese wird dadurch erzielt, daß die Strahlen nach ihrem Durchgang durch die Kondensorlinse zu einem Lichtkegel vereinigt werden, dessen Spitze in das Objekt fällt. Den Gang der Strahlen durch einen solchen Apparat veranschaulicht die Abbildung 11.

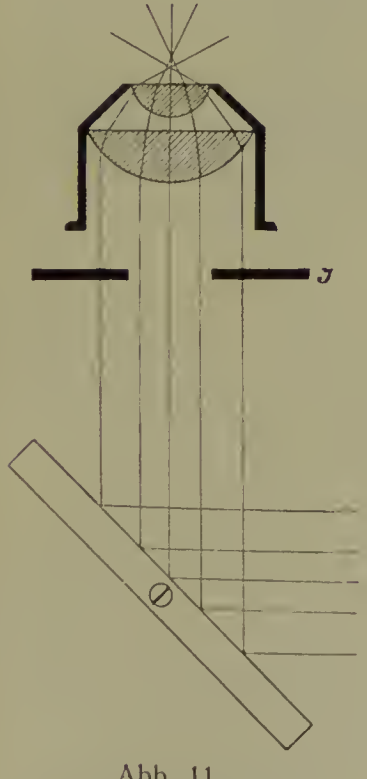


Abb. 11.
Abbéscher Kondensor nach Kamen.

Um auch bei verschiedener Dicke der Objektträger die Spitze des Lichtkegels (Brennpunkt des Kondensors) auf das Objekt direkt einstellen zu können, sind die Beleuchtungsapparate vertikal verschiebbar. Diese Verschiebung geschieht bei Stativ II mittels einer Schraube *C*, bei dem Stativ »Austria« wird sie durch den Knopf *Z* bewerkstelligt.

Der Abbésche Beleuchtungsapparat kann bei allen Objektiven benützt werden.

Bei den hier beschriebenen beiden Apparaten läßt sich mittels der Irisblende die jeweilig erforderliche Öffnung für den Eintritt des Lichtes herstellen. Bezüglich der

Handhabung der Spiegel bei Benützung des Abbéschen Kondensors wurde das Nötige bereits erwähnt.

Falls bei Untersuchungen mit dem Kondensor die sonst reinen (nicht staubigen oder schmutzigen) Objektive kein klares Bild liefern sollten, so ist die Ursache in der Dicke der Deckgläschen zu suchen. Objektive, welche auf die Deckglasdicke von 0·15—0·17 *mm* bei mittlerer Tubuslänge 160 *mm* justiert sind, werden bei Verwendung anderer Deckglassorten keine so scharfe Auflösung des Bildes liefern.

Dieser eventuelle Fehler kann in der Weise ausgeglichen werden, daß bei Benützung dünnerer Deckgläser der Tubus etwas mehr als 160 *mm* ausgezogen, bei dickeren Deckgläsern dementsprechend verkürzt wird.

Die Dicke der Deckgläser spielt auch bei der Auflösung der sogenannten Probe(Test)objekte eine wichtige Rolle. Auf diesen Umstand kommen wir später zurück.

IV. Die Mikroskopierlampen und das Abschwächen des Lichtes.

Um auch bei künstlichem Lichte eine zweckmäßige Beleuchtung zu erzielen, welche den Augen nicht schädlich ist, hat man verschiedene Vorrichtungen erdacht, welche einerseits zu grelles Licht abzuschwächen vermögen, andererseits das Tageslicht zu ersetzen imstande sind.

Durch die künstliche Beleuchtung läßt sich sogar in der Regel besseres Licht erzielen, als durch Tageslicht, da sie, dem Witterungswechsel nicht unterliegend, stets ein gleichförmig helles Gesichtsfeld bietet und die intensivere Belichtung überdies die feinsten Strukturen des Objektes ersichtlich macht.

Die erste mikroskopische Lampe von Robert Hooke (1665) wird wegen ihrer Einfachheit und der guten Dienste, die sie zu leisten vermag, auch heute noch gerne verwendet. Die Beleuchtung mit dieser Lampe besteht darin, daß man zwischen Mikroskop und Lichtquelle eine sogenannte »Schusterkugel«, eine hohle, mit einem Hals versehene Kugel einschaltet, die mit einer Lösung von $CuSO_4$ (15 Teile $CuSO_4$ auf 600 Teile Wasser) gefüllt ist und gleichzeitig als Sammellinse dient. Zur Herstellung einer solchen Lösung empfiehlt es sich, abgekochtes Wasser zu benützen, da die Kohlensäurebläschen, die sich an der Glaswand ansetzen, bei der mikroskopischen Untersuchung störend wirken. Auch eine schwache Lösung von Kupferoxydammoniak (*Cuoxam*) ist zum Füllen der Kugel mehrfach empfohlen worden.

Ebensogut kann statt der »Schusterkugel« ein gewöhnlicher Kochkolben benützt werden. Am besten bewährt sich eine solche Kugel auf

einem Stativ, um sie der jeweiligen Lampenhöhe anpassen zu können (Abb. 12). Die blaue Kupferlösung hat den Zweck, die gelben Strahlen des Lampen- oder Gaslichtes zu absorbieren.

Bei unseren zwei Stativen kann diese Absorption in einfacher Weise erreicht werden, indem man in den für die Irisblende bestimmten Ring ein Scheibchen aus blauem Glase einlegt. Ein solches Gläschen wird jedem dieser Mikroskope beigegeben.

Die Beleuchtung mit Auerschem Gasglühlicht, ebenso mit Petroleum- und Spiritus-Glühlicht wird wegen ihrer Gleichmäßigkeit, insbesondere bei Arbeiten mit starken Vergrößerungen dem natürlichen Lichte häufig vorgezogen.

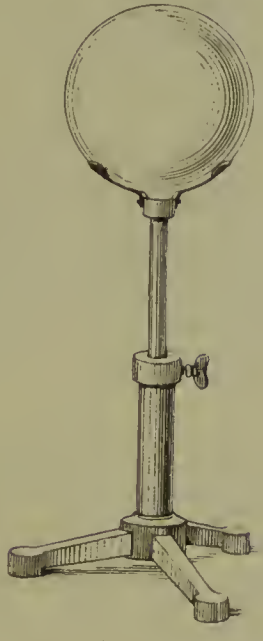


Abb. 12.

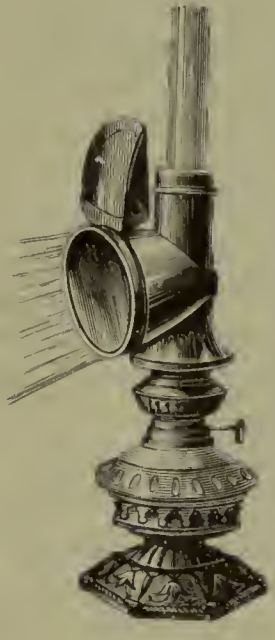


Abb. 13.
Mikroskopierlampe nach Mayer.

Es soll jedoch stets auch für eine helle Beleuchtung des Arbeitsraumes gesorgt werden, da der stete Wechsel von Helligkeit des Gesichtsfeldes und Dunkel der Umgebung den Augen sehr nachteilig ist. In der Abb. 13 ist eine recht zweckmäßige kleine Mikroskopierlampe nach Mayer abgebildet.

Zum Mikroskopieren bei Glühlicht kann auch das früher erwähnte blaue Scheibchen verwendet werden, oder man schaltet zwischen Lichtquelle und Mikroskop ein mattes Glas (Milchglas) oder einen mit weißer Leinwand oder Paus(Wachs)papier bespannten Rahmen. Letzterer hat den Zweck, auch bei großem Gesichtsfelde und schwachen Objektiven eine möglichst gleichmäßige Beleuchtung zu erzielen.

In neuerer Zeit wird zu mikroskopischen Beleuchtungszwecken auch elektrisches Licht sehr erfolgreich verwendet.

V. Die Einstellung des Mikroskopes.

Wir haben mit dem Mikroskope einige Probeobjekte bekommen, unter welchen sich das so beliebte Präparat der Diatomee »Pleurosigma angulatum« befindet.

Nachdem wir das Mikroskop aufgestellt und die günstige Beleuchtung gefunden haben, stellen wir das Objekt ein und benützen zur Auflösung desselben das Obj. 4 und Okular IV bei eingeschobenem Tubus. Um die richtige Einstellung zu bewirken, muß der Abstand zwischen Objektiv und Objekt derart reguliert werden, daß das vom Mikroskope erzeugte Bild in die Sehweite fällt.

Der Tubus wird mittels Zahn- und Triebvorrichtung vorsichtig fast an das Deckglas gerückt, wobei es nötig ist, von der Seite das Heranrücken des Tubus zu beobachten, um das Präparat nicht zu zerdrücken.

Nun heben wir den Tubus, indem wir den Trieb umgekehrt drehen und gleichzeitig in das Mikroskop schauen, langsam so lange, bis sich ein deutliches Bild zeigt. Daraufhin wird die feine Einstellung mittels der am oberen Teile der Säule angebrachten Mikrometerschraube bewirkt, indem man dieselbe mit dem Daumen und Zeigefinger der linken Hand nach rechts oder links dreht, bis man ein vollkommen scharfes Bild erzielt.

Beim Mikroskopieren wird man stets mit der einen Hand die Mikrometerschraube dirigieren, während die andere zum Verschieben des Präparates dient. Die Mikrometerschraube soll man nie aus der Hand lassen und immer möglichst genau mit derselben das Bild einstellen; denn wenn auch das menschliche Auge einer Akkomodation fähig ist, so wird bei unrichtiger Einstellung immerhin das Auge zu stark angestrengt. Die Mikrometerschraube muß immer leicht beweglich sein und man muß sich, falls dieselbe beim Drehen ein Hindernis zeigen sollte, sofort davon überzeugen, ob das Objektiv nicht schon am Objekte anstoßt.

Nach dem richtigen Einstellen der Mikrometerschraube sehen wir nun im Gesichtsfelde einige Schalen der Diatomee.

Beim zweckmäßigen Abblenden wird die durch die Mitte der Schale verlaufende S-förmig gekrümmte Linie (Rhaphe) und in der Mitte derselben ein größerer und an den beiden Enden je ein kleinerer Knoten sichtbar.

Irgend eine Struktur zeigt die Schale noch nicht. Wir stellen nun eine dieser Schalen genau in die Mitte des Gesichtsfeldes ein, fixieren das Präparat mit den beiden Objektklammern und drehen den Revolver so, daß das Objektiv Nr. 7 an das Präparat kommt. Nach

dem Einstellen mittels der Mikrometerschraube sieht man, daß der ganze Panzer aus kleinen zu gleichmäßig gereihten und sich kreuzenden Linien gestellten Körnchen besteht.

Noch viel deutlicher als bei der Benützung des Objektivs 7 wird das Bild mittels des Immersionssystems aufgelöst.

Bei der Benützung stärkerer Objektive wird die Entfernung des Objektivs von dem Präparate immer kleiner, abhängig von der Brennweite der Frontlinse. Diese beträgt beispielsweise bei Objektiv 4 = 9·2 *mm* bei Objektiv 7=2·8 *mm*; bei der Immersion $^1/_{12}$"=1·8 *mm*.

Es ist sehr ratsam, daß sich der Beobachter mit dem Fokalabstande seiner Systeme gleich am Anfange vertraut macht, wodurch er sich viel unnützes Suchen erspart.

Nun ziehen wir die innere Röhre des Tubus vollkommen aus, betrachten das Präparat nach der Einstellung mittels der Mikrometerschraube wieder und bemerken sofort, daß die Vergrößerung nun eine beträchtlichere ist.

Aus der beigelegten Tabelle lesen wir ab, daß die Vergrößerung beim Benützen des Objektivs 7 und Okular IV bei ausgezogenem Tubus (190 *mm* Tubuslänge) 620, bei eingeschobenem Tubus (135 *mm* Tubuslänge) dagegen nur 460 beträgt.

Unter der Tubuslänge wird die Entfernung zwischen dem oberen und unteren Tubusrande verstanden. Diese beträgt, wie wir nun wissen, beim eingeschobenen Tubus 13·5 *cm*, beim ausgezogenen 19 *cm*.

Als mittlere Tubuslänge (halb eingeschobener Tubus) wird die Länge von 160 *mm* angenommen. Für diese Tubuslänge sind auch die bei den Messungen (s. S. 32) angegebenen Mikrometerwerte bestimmt.

Aus der beigegebenen Tabelle sind die verschiedenen Vergrößerungen unserer optischen Ausrüstung bei verschiedener Tubuslänge ersichtlich.

Objektiv	Okular					
	II.			IV.		
	Tubuslänge					
	135	160	190	135	160	190
	Millimeter					
4	75	90	140	125	145	180
7*a*	285	335	390	460	540	620
9	440	495	590	710	800	960
Immersion $^1/_{12}$	490	600	690	790	980	1120

Der ausziehbare Tubus dient jedoch viel weniger dazu, die Anzahl der Vergrößerungen zu vermehren, als viel mehr um die Abbildungsfehler, d. i. die sphärische und chromatische Aberration, besser zu korrigieren, oder um die Tubuslänge verschiedenen Deckglasdicken anzupassen.

VI. Blendungen.

Um die entbehrlichen, eventuell störenden Randstrahlen von dem Objekte abzuhalten, werden die Blendvorrichtungen benützt.

Als solche werden verschiedene Zylinder- oder Scheibenblenden verwendet (Abb. 6 *k*). Die ersteren bestehen aus einem kurzen Metallrohre, welches am oberen Ende mit einer kreisrunden Öffnung versehen ist, und beim Arbeiten ohne Abbéschen Beleuchtungsapparat an dessen Stelle, in den hiezu passenden Fassungsring angebracht wird; bei gleichzeitiger Benützung des Abbéschen Beleuchtungsapparates ist für zentrische Beleuchtung kein solches Diaphragma nötig, da es durch die Irisblende ersetzt wird.

Die Zylinderblenden können mittels des Triebes gehoben oder gesenkt werden, wodurch die feinsten Lichtabstufungen erzielt und infolge dessen die Objekte während des Beleuchtungswechsels beobachtet werden können. Man wird für gewöhnlich bei starken Vergrößerungen und bei Objekten von sehr feiner Struktur, Blenden mit kleinen Öffnungen, bei schwächeren Vergrößerungen solche mit weiteren Öffnungen benützen.

VII. Objektträger und Deckgläser.

Zum Tragen des Objektes bestimmte Gläser werden »Objektträger« genannt. Als solche kommen gleich zugeschnittene, am Rande rauhe oder abgeschliffene Glasplatten verschiedener Größe vor.

Das sogenannte kleine englische Format, 76 *mm* Länge, 26 *mm* Breite, ist das zweckmäßigste.

Außer diesen wird das große englische Format 76 × 40; das deutsche Format 70 × 35 und das Gießener (Vereins-) Format 48 × 28 am meisten benützt. Es ist empfehlenswert, bei dem kleinen englischen Formate zu bleiben schon deswegen, weil die verschiedenen Mappen und Etuis für Dauerpräparate meistens für diese Größe gearbeitet sind.

Für gewöhnliche Beobachtungen werden wir am besten quadratische Deckgläser etwa von 16 – 18 *mm* Seitenlänge und 0·15 – 0·20 *mm* Dicke benützen.

Für die Anfertigung der Dauerpräparate empfehlen sich viel besser runde Gläschen von etwa 15—18 *mm* Durchmesser und derselben Dicke wie die quadratischen.

Durch die Anwendung der runden Deckgläschen wird das Einschließen der Dauerpräparate ungemein erleichtert und sieht dies auch viel gefälliger aus als das Umrahmen der viereckigen Gläschen.

Die Dicke der Deckgläschen spielt bei feinen mikroskopischen Beobachtungen eine große Rolle, da durch dieselbe die von dem Objekte ausgehenden Lichtstrahlen eine gewisse Brechung und Ablenkung erfahren, wodurch die Klarheit und die Schärfe des Bildes insbesondere beim Gebrauche von starken Systemen ungemein beeinträchtigt wird.

Dieses Umstandes gedenken die optischen Firmen stets und korrigieren die stärkeren Systeme auf eine gewisse Deckgläserdicke.

Die Objektive der Firma Reichert sind auf die Deckglasdicke 0·15—0·20 *mm* korrigiert.

Um jedoch die Objektive ohne Nachteil des Auflösungsvermögens bei allen anderen Deckglasdicken benützen zu können, werden Objektive mit Korrektionsfassung hergestellt. Bei solchen ist die Frontlinse nicht wie bei anderen Objektiven in fester Fassung, sondern verstellbar, und man kann die Stellung derselben nach verschiedenen Deckglasdicken korrigieren.

Da man jedoch von allen optischen Firmen Deckgläser von bestimmten Dicken beziehen kann, so wird man auch mit Objektiven mit fester Fassung das Auskommen finden, und das umsomehr, als man durch das Ausziehen, resp. Einschieben des Tubus ebenfalls die Korrektion handhaben kann.

Wie die Objektträger, so sollen auch die Deckgläschen aus tadellosem, relativ kalkreichem Glase erzeugt werden. Solche Gläser bleiben selbst nach monatelangem Liegen, in Papier oder in Schachteln gepackt, vollkommen unverändert, schlechte Gläser werden dagegen hauchartig beschlagen.

Es ist auch möglich, die Deckgläschendicke auf eine einfache Art zu bestimmen. — Es werden zu diesem Zwecke die Deckgläschen nach ihrem Klange sortiert, indem man sie einzeln auf eine glatte Tischfläche fallen läßt. Man legt nun eine größere Anzahl Deckgläschen von gleichem Klange aufeinander, drückt sie vorsichtig zwischen zwei Fingern zusammen und mißt mit einem Millimetermaßstabe die Gesamtdicke ab. Messen zehn solche Gläschen beispielsweise 2 *mm*, so beträgt demnach die Dicke eines solchen Gläschens 0·2 *mm*.

VIII. Allgemeine Bemerkungen.

Zum Mikroskopieren kann jeder größere Tisch benützt werden, welcher sich etwa 2 *m* vom Fenster entfernt befindet und eine am besten schwarze, rauhe (nicht glänzende) Platte besitzt.

Gegen das direkte Sonnenlicht, welches stets zu vermeiden ist, schützt man sich entweder so, daß man mittels Reißnägeln an die Fensterrahmen ein durchscheinendes Papier (Wachs- oder Paraffinpapier) befestigt oder einen Vorhang aus Durchpausleinwand benützt.

Die Mikroskope werden zweckmäßig in den gelieferten Kästchen aufbewahrt, und zwar am besten mit angeschraubten Objektiven, um sich nach jedesmaliger Untersuchung das Abschrauben zu ersparen.

Wer viel mikroskopiert, wird das armierte Mikroskop noch besser unter einem Glassturz aufbewahren, um es vor Staub vollkommen zu schützen. Am geeignetesten ist hiezu eine Glasglocke aus dunkelgelbem Glas, welche den Schutz gegen das Verblassen der lackierten Mikroskopteile bildet.

Der Tubus soll stets gegen das Einfallen des Staubes durch das eingeschobene Okular geschützt werden. Das Belassen des Okulars im Tubus ist sogar dann zu empfehlen, wenn auch die Objektive entfernt werden, wodurch das Absetzen des Staubes an den inneren Tubuswänden verhütet wird.

Beim Herausnehmen des Mikroskopes aus dem Kästchen oder beim Hineinstellen wird das erstere stets an der Säule angefaßt. Zum Aufstellen des Mikroskopes wird am besten gleich der Tisch benützt, der als Mikroskopiertisch dienen soll. Das Aufbewahren des Mikroskopes an warmen Orten (z. B. in der Nähe des Ofens) ist zu vermeiden, da hiedurch die Kitt- und Kanadabalsamverbindungen der Linsen leiden. Ein Mikroskop, welches an einem sehr kalten Orte (am Fenster im Winter) aufbewahrt wurde, kann nicht sofort in Gebrauch genommen werden, da sonst die Okulare und auch der Tubus durch die Wärme des Auges, resp. Mundes mit Feuchtigkeit beschlagen werden. Beim Mikroskopieren soll das Auge möglichst nahe an das Okular gebracht werden und es sollen stets beide Augen offen gelassen werden.

Eine weitere wichtige Regel beim Mikroskopieren ist die, daß man nie eine allzu grelle Beleuchtung, welche für die Augen schädlich ist, benützt.

Bei den meisten Objekten werden im Gegenteile bei der Abblendung des Gesichtsfeldes die Details sichtbar und das Bild viel schärfer.

Bei jeder Beobachtung wird man zuerst mit einem schwachen Objektive arbeiten, was schon insofern praktisch ist, da man bei

kleinerer Vergrößerung das ganze Präparat vollkommen durchmustern kann, ohne daß manche Stellen unbeachtet geblieben wären. Man kann eben auf diese Weise leicht das Gewünschte finden und erst dann mit einem stärkeren System weiter untersuchen.

Die schwachen oder auch die mittleren Objektive dienen zur eigentlichen Untersuchung, die größeren — natürlich mit Ausnahmen — zum Messen und Zählen.

Auch wenn das Mikroskop während der Zeit, während welcher es nicht gebraucht wird, sorgfältig unter der Glasglocke aufbewahrt ist, werden bei längerdauernden Untersuchungen an den optischen Teilen, sowie an Metallteilen desselben Staubpartikelchen abgesetzt. Diese werden später beim Mikroskopieren sehr lästig. Um sich zu überzeugen, wo sich die Staubpartikelchen, welche wir im Gesichtsfelde erblicken, befinden, drehen wir zuerst das Okular im Tubus und beobachten, ob die Staubpartikelchen diese Umdrehung ebenfalls mitmachen. Ist es der Fall, so ist der Schmutz im Okulare zu suchen. Dasselbe wird herausgenommen und gegen das Licht so gehalten, daß man durch die Kollektivlinse das Okular betrachten kann.

Falls die Verstaubung nicht das Okular betrifft, so ist die Verunreinigung im Objektive zu suchen oder befindet sich auf der oberen Seite des Beleuchtungsapparates.

Der Staub wird mittels eines feinen Haarpinsels weggewischt. Schwieriger ist es, den Staub von der inneren Linse zu entfernen, da dieselbe meist schwer zugänglich ist. Es empfiehlt sich in diesem Falle mittels eines zugespitzten Holundermarkstückchens oder eines mit Leinwand umwickelten Streichhölzchens den Staub abzuwischen.

Falls die Verunreinigung anderen Ursprunges sein sollte, so wird dieselbe mit feiner ausgewaschener Leinwand, welche mit destilliertem Wasser befeuchtet ist, derart beseitigt, daß man die betreffende Linse anhaucht und mit der Leinwand sanft abwischt.

Bei der Benützung von Alkohol als Reinigungsmittel ist stets Sorge zu tragen, daß derselbe nicht in die Fassung der Linse eindringt, da sonst die Verkittung derselben gelöst werden könnte.

Ebenso muß bei der Anwendung der Reagentien, insbesondere der Säuren, darauf gesehen werden, daß die Frontlinse des Objektives, sowie seine Metallfassung keinen Schaden erleidet. Dem ist am besten auszuweichen, wenn man recht große Deckgläser benützt.

Sollte trotz dieser Vorsichtsmaßregel die Flüssigkeit durch Vorquellen an der Seite des Deckgläschens mit dem Objektive in Berührung kommen, so ist die Frontlinse sofort mit destilliertem Wasser abzuspritzen und mittels einer Leinwand abzutrocknen.

Das Abschrauben der einzelnen Linsen vom Objektive, um eventuell andere Vergrößerungen zu erzielen, ist entschieden abzuraten, da das System eine festgeschlossene Kombination bildet. Nur bei dem Objektiv Nr. 4 wird man durch Abschrauben der zweiten Frontlinse das System als schwache, etwa dem Objektive 1 entsprechende Linse benützen können.

Die Schrauben, sowie das Gewinde des Mikroskopes werden von Zeit zu Zeit mit einer Spur säurefreien Öles (Knochenöl) geölt.

Sollte die Mikrometerschraube irgendwelche Unregelmäßigkeiten aufweisen, so empfiehlt es sich, das Mikroskop der Firma zur Reinigung zu übersenden.

Die Metallteile des Stativs werden mit weicher Leinwand oder Rehleder nach dem Striche der Politur abgewischt. Daß man die zum Reinigen des Mikroskops, insbesondere seiner optischen Teile, benützten Pinsel, Leinwand, Leder u. a. ebenfalls vor Staub schützen, also am besten mit dem Mikroskope unter der Glasglocke aufbewahren muß, ist nur natürlich.

IX. Objektive und Okulare.

Die Objektive bilden den wichtigsten und wertvollsten Teil des Mikroskopes und bestehen aus zwei- bis viergliederigen Objektivsystemen.

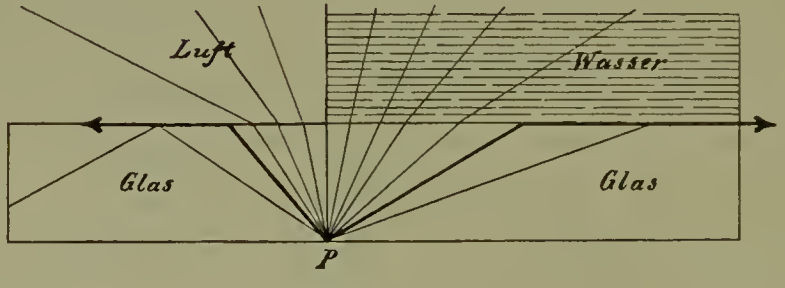


Abb. 14.

Ihre Linsen sind achromatisch und bestehen, wie wir schon wissen, aus je einer bikonvexen Linse aus Crownglas und einer plankonkaven Zerstreuungslinse aus Flintglas.

Diejenige Linse welche dem Objekte zugewendet wird, die sogenannte Frontlinse, ist einfach plankonvex und derart gefaßt, daß sie dem Objekte die plane Seite zuwendet.

Die gewöhnlichen Systeme, also unsere Objektive 4, 7 und 9, heißen »Trockenobjektive«, zum Unterschiede von den »Tauchsystemen« (Immersionen).

Bei dem Übertritte aus dem Deckglase in die Luftschicht (Abb. 14), welche sich zwischen der Frontlinse des Trockensystems und dem

Deckglase befindet, werden die Lichtstrahlen stark abgelenkt, und falls ihre Neigung den Grenzwinkel für Glas, resp. für Luft überschreitet, total reflektiert.

Dadurch büßen die Bilder an Helligkeit ungemein ein. Um diese Ablenkung der Lichtstrahlen auszugleichen, werden eben die früher genannten »Immersionssysteme« (Abb. 15) konstruiert, bei welchen man durch Zufügen von Flüssigkeit zwischen die Frontlinse und das Deckglas diese Ablenkung korrigiert.

Die Immersionssysteme besitzen im Vergleiche zu den Trockensystemen ein weit bedeutenderes Auflösungsvermögen, entsprechend mehr Lichtintensität und dabei einen größeren Abstand von der Deckglasfläche.

Je nachdem man als Immersionsflüssigkeit das destillierte Wasser oder eine homogene Flüssigkeit (gewöhnlich das Zedernholzöl) benützt, spricht man von Wasser-, beziehungsweise von homogenen Immersionen.

Das destillierte Wasser besitzt einen Brechungsexponent von 1·33, das Zedernöl 1·515.

Die Wasserimmersionen sind insofern angenehmer, als man das Wasser von dem Deckglase leicht wegwischen oder mit Fließpapier abtrocknen kann, wenn man zur Untersuchung mittels Trockenobjektiven übergehen will. Übrigens kann auch das Zedernöl mit einem weichen in Chloroform getauchten Pinsel leicht entfernt werden.

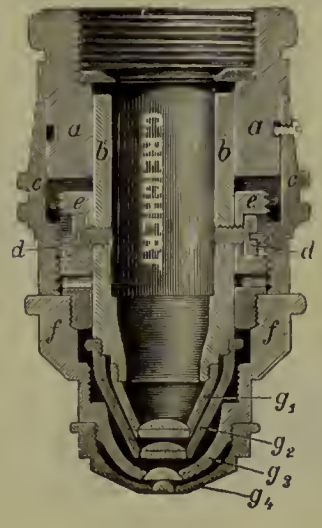


Abb. 15.
Immersionssystem im Querschnitte.

Bei der Benützung eines Immersionssystems wird, je nachdem es sich um eine Wasser- oder eine homogene Immersion handelt, ein Tropfen Wassers oder Zedernöles mit Hilfe eines Glasstabes an die Frontlinse des Systems gebracht.

Beim Hinabschrauben des Tubus berührt nun der am Objektive angebrachte Tropfen das Deckglas und es entsteht somit eine Flüssigkeitsschichte zwischen den beiden.

Beim Verschieben des Präparates ist nun darauf zu achten, daß der am Deckglase befindliche Tropfen nicht auf den Rand desselben gelangt und sich somit mit der Untersuchungsflüssigkeit mischt.

Bei vielen mikroskopischen Arbeiten ist der sogenannte Objektabstand, das heißt der Abstand der Frontlinse von dem Objekte, wichtig.

Dieser Abstand ist natürlicherweise von der Entfernung des Brennpunktes der Frontlinse abhängig und ist für gewöhnlich umso kleiner, je stärker die Vergrößerung des Objektes ist.

Die Bezeichnung der Objektive geschieht entweder durch Zahlen oder Buchstaben, und zwar derart, daß für gewöhnlich die schwächeren Objektive mit niederen Zahlen oder mit den ersten Buchstaben des Alphabetes bezeichnet werden.

Die Okulare (Abb. 16) bestehen aus zwei plankonvexen Linsen, welche in einen kurzen Metallzylinder gefaßt sind. Die Linse, welche dem Auge zugekehrt ist (Abb. 16 *A*), wird als die eigentliche Okularlinse oder Frontlinse, diejenige, welche in den Tubus eingeschoben (Fig. 16 *C*), wird als Kollektivlinse oder Sammelglas bezeichnet.

Zwischen diesen beiden Linsen ist eine kreisförmig ausgeschnittene Blende (Diaphragma) angebracht (Abb. 16 *D*).

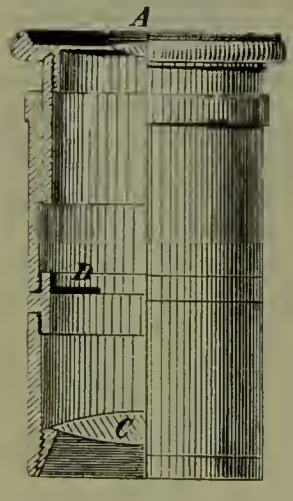


Abb. 16.
Okular.

Diese am meisten gebrauchten Okulare werden als Huyghensche Okulare bezeichnet.

Als Arbeitsokular eignet sich für alle Objektive Okular Nr. III am besten.

Es ist jedoch sehr zweckmäßig, noch ein stärkeres, sowie ein schwächeres Okular zu besitzen, deren Anschaffung des geringen Preises der Okulare wegen leicht ermöglicht ist. In solchen Fällen kann das Okular Nr. II. und Nr. IV. empfohlen werden.

Unter Anwendung von Borat-, Phosphat- und Fluoritgläsern hat die optische Firma Zeiß in Jena neue Objektive hergestellt, welche als Apochromate bezeichnet werden und durch welche die höchste bis jetzt erreichte Leistungsfähigkeit des Mikroskopes repräsentiert wird.

Durch diese Systeme wird nämlich die sphärische und die chromatische Aberration fast vollständig ausgeglichen.

Bei dem Gebrauche dieser Objektive werden, um noch die letzten den Linsen anhaftenden Fehler zu beheben, besondere Okulare in Anwendung gebracht.

Diese sogenannten Kompensations-Okulare ermöglichen eine fast vollkommen gleichmäßige Bildschärfe im ganzen Gesichtsfelde.

Die schwierige Herstellung der Apochromate und auch der dadurch bedingte hohe Preis derselben hat anderen optischen Firmen den Ansporn gegeben, durch Verwendung neuer harter und haltbarer Gläser die Apochromate zu ersetzen, und so haben auch die sogenannten Achromat-Objektive eine solche Verbesserung erfahren, so daß sie heutzutage allgemein gebraucht werden.

Sie werden bei unseren Arbeiten die teueren Apochromate vollkommen ersetzen können.

X. Das Zeichnen.

Es wird sich bei unseren Untersuchungen stets empfehlen, von dem Gesehenen Skizzen anzufertigen.

Mit Hilfe des Zeichnens lernt man scharf sehen, da dem Beobachter manche weniger ins Auge fallende Details erst bei ihrer Wiedergabe bekannt werden.

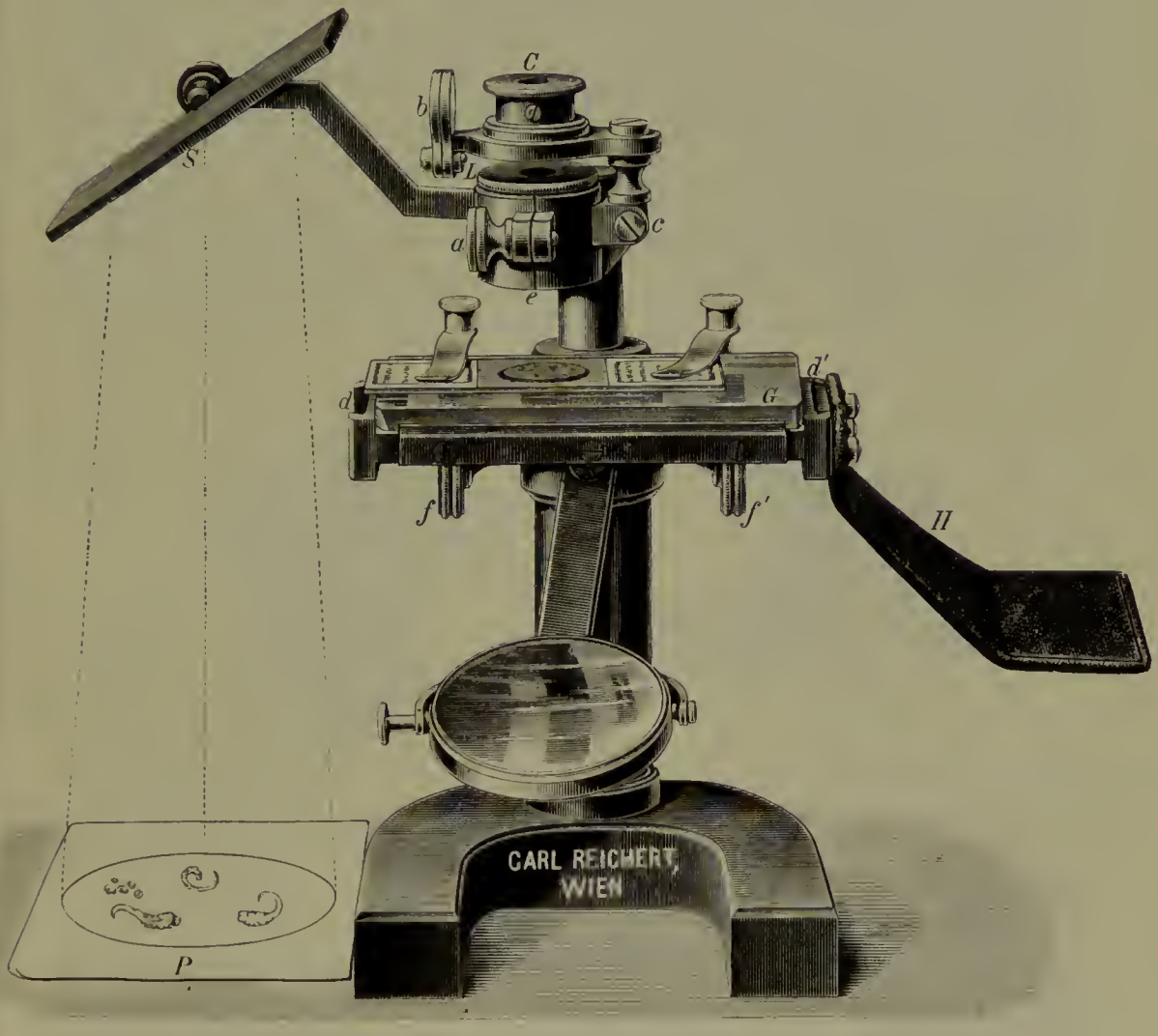


Abb. 17.

Präparier-Mikroskop mit Abbéschem Zeichenapparat. (Zirka $^1/_2$ nat. Größe.)

Das Zeichnen schützt weiter auch vor einer flüchtigen Betrachtung, und ist das sicherste Mittel zur Gründlichkeit bei allen mikroskopischen Beobachtungen.

Ein jeder, wenn er auch von Hause aus kein Zeichner ist, bringt bei einiger Übung ganz brauchbare Zeichnungen zustande.

Das Zeichnen des Präparates kann auch ein Nichtzeichner mittels eines Zeichenapparates ausführen.

Der Vorteil dieser Art des Zeichnens beruht darauf, daß das Bild wirklich in der natürlichen Größe entworfen wird und auch nachträglich auf dem Papiere gemessen werden kann.

Einer der häufigst gebrauchten Zeichenapparate ist der am Präpariermikroskope Abb. 17 angebrachte Zeichenapparat nach Abbé, welcher als besonders vorteilhaft zur Ausführung der Zeichnungen bei schwacher Vergrößerung zu empfehlen ist.

Dieser Apparat wird mittels der Schraube *a* am oberen Teile des Tubus über dem Okulare befestigt. Derselbe kann im Gelenke *c* ausgeklappt werden, wodurch man imstande ist, sofort, ohne denselben vom Tubus zu entfernen, zum Mikroskopieren überzugehen. An der Seite dieses Apparates sind zwei in Metallringe gefaßte Rauchgläser befestigt, welche für eine zweckmäßige Abblendung der Zeichenfläche verwendet werden. Auf diese wollen wir später zurückkommen.

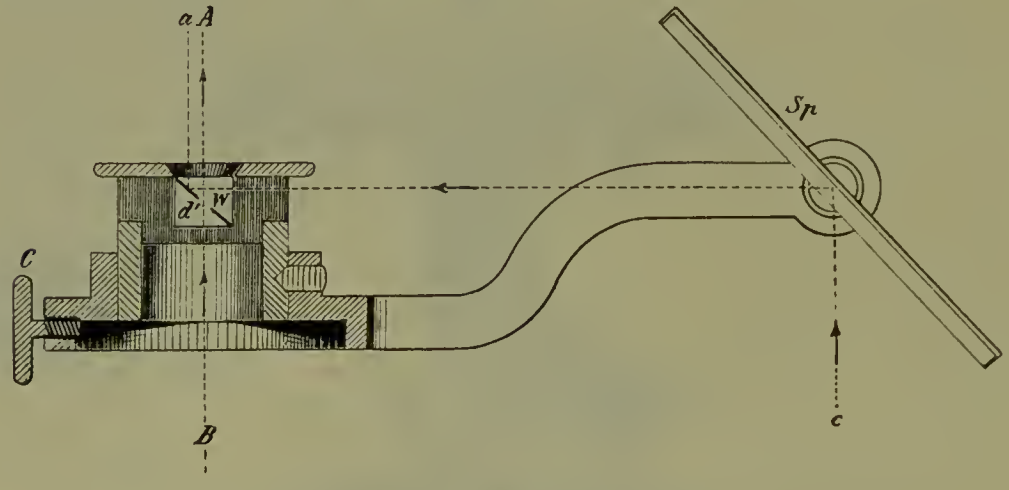


Abb. 18.

Zeichenapparat (Abb. 17) im Querschnitte. (Erklärung im Texte.)

In dem oberen Teile des Zeichenapparates *C* ist ein aus zwei Glasprismen zusammengestelltes Würfelchen angebracht (siehe Abb. 18, Apparat im Querschnitte). Diese zwei Prismen sind von einander durch eine Silberschicht getrennt, in welcher sich in der Mitte ein kreisrundes Loch befindet.

Durch dieses Loch gelangen nun die von dem Objekte ausgehenden Lichtstrahlen in der Richtung des Pfeiles der Linie *B A* in das Auge des Beobachters.

Die anderseits von der Zeichenebene ausgehenden Lichtstrahlen *c*, welche durch die Spiegelreflexion (*Sp.*) auf die Hypotenusenfläche des Glaswürfels gelangen, werden von der spiegelnden Silberschicht in der Richtung *d a* ebenfalls in das Auge reflektiert und fallen auf dieselbe Stelle der Netzhaut, wie das Bild des Objektes. Da die Silberschichte

an der Hypotenusenfläche des Glaswürfels in einem Winkel von 45° zu den Vertikalen des Würfelchens angebracht ist, so muß der Spiegel, falls in horizontaler Ebene gezeichnet werden soll, eine ebenfalls gleiche Neigung von 45° besitzen.

In der Abb. 19 ist ein neuer Zeichenapparat von Reichert abgebildet. Derselbe wird mittels der Stellschraube *c* am Tubus befestigt. Auch dieser Apparat kann im Gelenke *R* seitlich ausgeklappt werden, wodurch man vom Zeichnen zum Mikroskopieren übergehen kann, ohne den Zeichenapparat vorerst beseitigen zu müssen.

Der Strahlengang ist aus den im Bilde auspunktierten Linien ersichtlich.

Unter dem Prisma befindet sich eine scheibenartige Blende, welche verschieden stark gefärbte Rauchgläser trägt; dieselbe ist um eine zentral gelegene Schraube drehbar. Es können zum Zwecke der Abblendung hell oder dunkel gefärbte Rauchgläser verwendet werden.

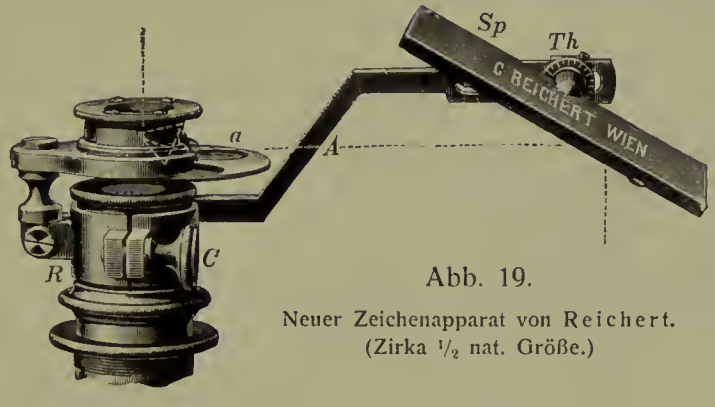


Abb. 19.
Neuer Zeichenapparat von Reichert.
(Zirka ½ nat. Größe.)

Der Spiegel *Sp* ist verschiebbar, was insofern von praktischer Bedeutung ist, als man denselben je nach Bedarf auf verschiedene Stellen des Zeichenpapieres verstellen kann.

Dieser Apparat kann nicht nur bei starken, sondern auch bei schwachen Vergrößerungen (am Präpariermikroskope) benützt werden.

Wir haben beim Mikroskopieren ein zum Zeichnen geeignetes Objekt gefunden und wollen dieses mit dem Zeichenapparate entwerfen.

Zu diesem Zwecke bringen wir den Zeichenapparat an dem Tubus des Mikroskopes an, wenden den Spiegel der Zeichenfläche zu, befestigen den Apparat mittels der Stellschraube am Tubus und klappen nun den Apparat aus.

Daraufhin wird das Präparat in die Mitte des Gesichtsfeldes eingestellt und mit den Klammern fixiert, um nicht verschoben zu werden.

Nun wird der Zeichenapparat wieder eingeklappt, und wir versuchen es, indem wir in denselben hineinsehen, den Spiegel derart zu stellen, daß wir neben dem Objekte auch die Bleistiftspitze im Gesichtsfelde sehen. Ist dies der Fall, so wird mit Hilfe der Rauchgläser

eine gleichmäßige Helligkeit der Zeichenfläche und des mikroskopischen Bildes bewirkt, denn es ist beim mikroskopischen Zeichnen diese gleichmäßige Helligkeit beider außerordentlich wichtig.

Zum Zeichnen eignet sich am besten ein vollkommen glattes weißes oder noch besser graues Kartonpapier mit Reißnägeln am Brettchen befestigt. Die Bleistifte sollen hart und scharf zugespitzt sein.

Nachdem wir nun deutlich die Bleistiftspitze, sowie auch das Objekt sehen, ziehen wir ungeachtet der Zeichenfläche möglichst genau die Konturen des Präparates nach und bekommen eine treue Wiedergabe desselben am Papier.

Das derart skizzierte Präparat wird dann nach dem Ausklappen des Apparates vervollständigt und die fehlenden Details hineingezeichnet.

Zum mikroskopischen Zeichnen eignen sich am besten starke Vergrößerungen, da bei solchen die Wiedergabe viel getreuer ist, als bei schwachen Vergrößerungen und anderseits auch diese Art des Zeichnens viel leichter ist.

XI. Das Messen der Präparate.

Neben dem Zeichnen ist auch das Messen der Objekte außerordentlich wichtig. Dasselbe wird am einfachsten mittels eines Mikrometerokulares vorgenommen.

Unter einem Mikrometerokular versteht man ein solches, in welchem sich ein in Zehntelmillimeter eingeteiltes Glasscheibchen (Abb. 20) befindet. Die Augenlinse ist bei den Mikrometerokularen neuer Konstruktion drehbar, so daß die Teilung dem Auge genähert, beziehungsweise entfernt wird, wodurch für ein jedes Auge die richtige Sehweite korrigiert werden kann.

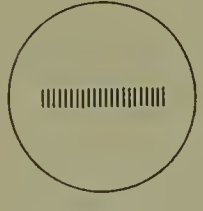


Abb. 20.

Die Einheit, welche bei den mikroskopischen Messungen gebraucht wird, ist ein Tausendstel eines Millimeters (0·001 *mm*) oder ein Mikron, welches mit dem Zeichen μ signiert wird.

Jeder Fabrikant gibt die verschiedenen Werte des Mikrometerokulares für die einzelne Objektive an.

Diese Werte betragen bei der Firma Reichert für:

Objektiv Nr. 1 = 39 μ
» » 4 = 11 μ
» » 7 = 2·7 μ
Immersion $^1/_{12}$ = 1·8 μ

Alle Messungen müssen stets bei derselben Tubuslänge vorgenommen werden. Gewöhnlich wird die von 160 *mm* gebraucht. Diese

Tubuslänge ist bei den Messungen stets einzuhalten, da durch Verkürzen oder Verlängern des Tubus die Werte wesentlich abweichen.

Der Vorgang beim Messen eines Objektes soll hier durch ein Beispiel erläutert werden:

Als Objekt befindet sich unter dem Mikroskop die Diatomee »Cymbella Ehrenbergii«.

Die Messung wird beispielsweise mit dem Objektive 7 vorgenommen, wo ein Teilstrich des Mikrometers 2·7 μ beträgt, oder mit anderen Worten, ein Teilstrich des Mikrometers deckt in diesem Falle eine 2·7 Tausendstel Millimeter große Strecke.

Der ganze Panzer dieser Diatomee mißt der Länge nach 40 Teilstriche. Die Länge desselben beträgt also

$$40 \times 2{\cdot}7 = 108\ \mu.$$

Wer viel zu messen hat, tut gut, sich für seine Systeme ein für allemal eine Tabelle der Vergrößerungen zu berechnen, um sich das jeweilige Rechnen zu ersparen, z. B.:

	Objektiv 1	Objektiv 4	Objektiv 7	Immersion $^1/_{12}$"
1 Teilstrich	39 μ	11 μ	2·7 μ	1·8 μ
2 Teilstriche	78 μ	22 μ	5·4 μ	3·6 μ
3 Teilstriche	117 μ	33 μ	8·1 μ	5·4 μ usw.

Es empfiehlt sich, die Messungen mit stärkeren Objektiven auszuführen, da dieselben natürlicherweise viel genauer ausfallen, als die Messungen bei schwacher Vergrößerung.

Außer einem Okularmikrometer ist die Anschaffung eines Objektmikrometers sehr empfehlenswert.

Das Objektmikrometer ist ein Objektträger, auf welchem in der Mitte ein Millimeter in 100 Teile geteilt eingeritzt ist.

Dasselbe können wir insbesondere bei der Ermittlung der Größenverhältnisse von gezeichneten Objekten vorteilhaft verwenden.

Wenn wir auch wissen, daß Reicherts Okular II und Objektiv 7 bei eingeschobenem Tubus einer Vergrößerung von 285 entsprechen, so ist uns damit bei der bildlichen Wiedergabe der Objekte bloß dann gedient, wenn sich das Zeichenpult in der Höhe des Objekttisches befindet.

Derart zeichnen ist jedoch lästig und man wird das Zeichnen auf einer Platte oder einem Karton, welche direkt auf dem Tische liegen, vor ziehen.

Nachdem jedoch die Bilder in diesem Falle nicht in der Höhe des Objekttisches, sondern viel tiefer projiziert werden, werden dieselben auch viel stärker vergrößert. Um also die Vergrößerung derart gezeichneter Bilder messen zu können, verfährt man folgendermaßen:

Man benützt anstatt des Objektes das Objektmikrometer und entwirft mit Hilfe des Zeichenapparates mit einem scharf zugespitzten Blei die einzelnen Striche auf einen Karton, und zwar im ganzen Durchmesser des Gesichtsfeldes.

Wenn nun die Neigung des Zeichenbrettes die richtige war, müssen die Entfernungen der einzelnen Striche vollkommen gleich sein.

Ist es nicht der Fall, so muß die Zeichenfläche entsprechend unterlegt werden.

Die entworfene Einteilung messen wir nun mit einem Zentimetermaßstab und sehen, daß 2 Teilstriche 1 *cm* entsprechen. Folglich ist der gezeichnete Maßstab, sowie die mit diesem Objektive auf der Tischebene gezeichneten Bilder 500mal vergrößert.

Wenn man, und das ist, um Irrtümern vorzubeugen, sehr empfehlenswert, immer unter gleichen Modalitäten zeichnet, ist es zweckmäßig, sich kleine, genau gezeichnete Maßstäbe für verschiedene Objektive herzustellen.

Solche werden am besten mittels einer scharfen Feder mit Tusch auf eine Durchpausleinwand gezeichnet und dann zugeschnitten.

Bei der Einteilung, welche mit einem starken Objektive, etwa 7 oder 8, aufgenommen wurde, wird man die Teilstriche noch mit Leichtigkeit in Zehntel teilen können, um dann die mikroskopische Einheit (ein Mikromillimeter = μ) zu erhalten.

Falls wir nun ein mittels Zeichenapparates bei derselben Vergrößerung aufgenommenes Objekt messen wollen, brauchen wir bloß den Maßstab auf dasselbe zu legen und die Vergrößerung direkt abzulesen.

II. Sammeln, Aufbewahren und Untersuchung der Wasserproben.

Um sich mit den Organismen und Verunreinigungen der Schmutzwässer bald bekannt zu machen, ist es zu empfehlen, Abwässer und Schmutzwässer verschiedener Provenienz fleißig zu mikroskopieren und die gefundenen Bestandteile des Wassersedimentes mit der Beschreibung und den Abbildungen dieser Abhandlung zu vergleichen.

Unsere Ausrüstung zum Zwecke des Wassersammelns wird sehr einfach sein: Einige weithalsige Gläser mit Korkstöpsel von etwa

20—100 *g* Inhalt, eine Pinzette, Bleistift, sowie einige Etiketten zum Aufkleben auf die Gläser, an denen eventuelle Notizen angebracht werden.

Ein jedes unreine Wasser, Abwässer verschiedenster Provenienz, Kanalwässer u. a. bieten für unsere Untersuchungen ein schätzenswertes Material. Ferner werden alle kleinen Wasseransammlungen, kleine Tümpel, Wiesen- und Chausseegräben, Dachrinnen, kleine Bäche in der Nähe von menschlichen Niederlassungen und Fabriken einen wertvollen Beitrag liefern können.

Auf diese Art werden wir uns in kürzester Zeit mit allen, oder wenigstens mit dem größten Teile der hier beschriebenen Organismen bekanntmachen.

Bei dem Sammeln solcher Wasserproben werden wir unsere Aufmerksamkeit insbesondere den verschiedenen grünen, braunen und schwärzlichen Überzügen schenken, welche sich auf dem Boden dieser Wasseransammlungen befinden.

Desgleichen bieten Überzüge, welche an verwesenden Gräsern und Wasserpflanzen, auf den ins Wasser gefallenen Blättern und Zweigen vorkommen, ein besonders geeignetes Material.

Die gesammelten Wasserproben können wir, falls uns momentan keine Zeit zur Verfügung steht, ruhig stehen lassen.

Man muß jedoch dafür sorgen, daß den Organismen eine genügende Luftzufuhr geboten wird und es dürfen solche Wässer nicht in verschlossenen Fläschchen, sondern in offenen Gläsern, am besten in größeren Farbenschalen oder Uhrgläsern aufbewahrt werden, da sonst die darin vorkommenden Mikroorganismen infolge Sauerstoffmangels schnell absterben.

Falls wir erst nach längerer Zeit zur Untersuchung der Wässer schreiten können, so ist es zu empfehlen, etwas Kochsalz, etwa 0·2—0·4%, zuzusetzen.

Mit sehr gutem Erfolge wird auch die Knopsche Nährlösung [1]) verwendet.

Die Gläser mit den zu untersuchenden Wässern werden am zweckmäßigsten im kühlen Zimmer auf dem Fensterbrett aufbewahrt und vor direktem Sonnenlicht geschützt.

[1]) Knopsche Nährlösung — 4 Teile Kalziumnitrat, 1 Teil Magnesiumsulfat, 1 Teil Kaliumnitrat und 1 Teil Kaliumphosphat auf 1 Liter Wasser. Bei der Bereitung dieser Lösung müssen vorerst die Kaliumsalze und das Magnesiumsulfat aufgelöst werden und erst nach Verdünnung dieser Lösung wird das ebenfalls für sich gelöste Kalziumnitrat zugesetzt.

Zur Aufbewahrung kleinerer Proben, besonders der Sedimente, werden mit Erfolg die sogenannten Embryoschalen (Abb. 21) benützt.

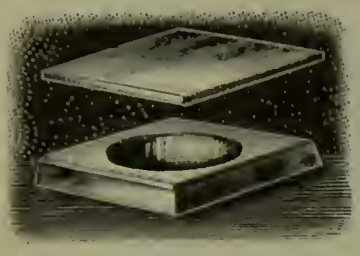


Abb. 21.
Embryoschale.

Das Material, welches bloß zur Bestimmung konserviert werden soll, wird mit einer Mischung aus gleichen Teilen Formalin, Holzessig und Methylalkohol versetzt.

Die mikroskopische Untersuchung des Wassers kommt vor allem bei der Untersuchung und Beurteilung des Trink- und Nutzwassers in Betracht, seltener bei den Abwässern verschiedener Provenienz.

Wenn die ursprüngliche uns zu Gebote stehende Wasserprobe noch so klar war, so setzt sie in einem Zeitraume ein Sediment ab, dessen Untersuchung im Vergleiche mit der chemischen Analyse mit Recht den Anspruch erheben darf, zur Beurteilung des Wassers das wesentlichste beizutragen.

Dieses Sediment ist manchmal fast unsichtbar und man kann sich von seinem Vorhandensein am besten dadurch überzeugen, daß man das klare Wasser bis auf einen kleinen Rest in ein anderes Glas überfüllt und nun durch Schütteln mit dem noch vorhandenen Wasserreste das Sediment vom Boden lostrennt.

In den meisten Fällen wird sich der Rest des darin befindlichen Wassers trüben und man bekommt dann insbesondere nach dem Ausschleudern desselben in der Zentrifuge ein zur mikroskopischen Untersuchung hinreichendes Material, welches in vielen Fällen genügt, über die Güte, Herkunft, beziehungsweise Verunreinigung des Wassers eine genügende Auskunft zu liefern.

Bei der Untersuchung der Wässer, insbesondere der Trinkwässer, in bezug auf die suspendierten Inhaltsstoffe ist es, um einen vollkommenen Überblick zu gewinnen, empfehlenswert, das Wasser möglichst bald in Angriff zu nehmen, da sich durch das lange Stehen der Wasserproben Arten entwickeln können, welche in dem ursprünglichen Wasser gar nicht vorhanden waren.

Das zur mikroskopischen Untersuchung bestimmte Wasser wird durch mehrere Stunden absitzen gelassen und der gebildete Bodensatz noch ausgeschleudert. Letzteres Verfahren ist besonders wertvoll, wo es sich um kleine Wasserquantitäten handelt.

Ist die Wasserprobe anscheinend sehr rein, so wird nach dem Vorschlage von Mez[1]) eine größere Menge, ungefähr 10 Liter, oder wenigstens die ganze zur Verfügung stehende Wasserprobe, allmählich

[1]) Mez: »Mikroskopische Wasseranalyse.«

durch ein kleines Filter filtriert, die Spitze desselben durchlocht und das Filter mit wenig Wasser in ein unten stehendes Glas abgespritzt.

Das auf diese Art gewonnene Spülwasser kann dann noch ausgeschleudert werden.

Diesen Vorgang kann man dem Sedimentierverfahren vorziehen, weil manche im Wasser befindliche Mikroorganismen mit Eigenbewegung sich sonst gar nicht zu Boden setzen und sich somit der Beobachtung entziehen. Daß bei diesem Vorgange Papierfasern vom Filter abgerissen werden können, ist zu berücksichtigen.

Bei der mikroskopischen Untersuchung des Wassers werden nicht nur die im Wasser vorkommenden lebenden Mikroorganismen in Betracht gezogen, sondern man wird vielmehr allen im Präparate vorhandenen Objekten die gleiche Aufmerksamkeit schenken und jede Verunreinigung des Wassers wird unser Interesse erwecken.

Eine solche Untersuchung wird uns dann überaus viele Anhaltspunkte für die Beurteilung eines Wassers bieten.

I. Die Herstellung der Präparate.

Bei der mikroskopischen Untersuchung des Wassers werden meist Präparate angefertigt, welche nur den Zweck einer einmaligen Untersuchung erfüllen und nicht als Dauerpräparate aufbewahrt werden sollen.

Die Herstellung solcher Gelegenheitspräparate ist sehr einfach:

Ein Tropfen des Sedimentes oder des Zentrifugates wird mittels einer Pipette auf das Objektglas gebracht, mit dem Deckgläschen bedeckt und direkt untersucht.

Größere Klumpen, welche nicht in regelmäßiger dünner Schicht auf dem Objektträger ausgebreitet werden können, werden mit Hilfe von Präpariernadeln zerzupft.

Um eine vollkommen gleichmäßige Verteilung des Materiales zu bewirken, beziehungsweise um gröbere Verunreinigungen zu beseitigen, empfiehlt es sich, das Präparat unter dem Präpariermikroskope vorzubereiten.

Jede stärkere Lupe wird zu diesem Zwecke gute Dienste leisten, sie muß jedoch in einem passenden Gestell angebracht sein, um beide Hände frei zu behalten.

Sehr geeignet ist zu Präparationszwecken die Präpariervorrichtung nach Tafner (Abb. 22), bei welcher sich die Lupe an einem verstellbaren Stative befindet.

Der an dieser Vorrichtung angebrachte Spiegel spendet das zum Präparieren nötige Licht, die auf beiden Seiten angebrachten Holzleisten sind zusammenlegbar und dienen zum Stützen der Hände beim Präparieren.

Wer viel mit der Anfertigung von Dauerpräparaten zu tun hat, wird sich gerne eines größeren Präpariermikroskopes (Abb. 17) bedienen. Dieses besteht aus einem Hufeisenstative mit verstellbarem Spiegel. Die Einstellung der Linse wird mit Zahn und Trieb *f f'* bewirkt.

Auf dem Objekttische befinden sich außer den zwei Objektklammern seitlich angebrachte Einschnitte *d* und *d'*, in welche je eine gebogene Handstütze *H* eingelegt werden kann.

In unserer Abbildung ist an diesem Präpariermikroskope der auf Seite 29 besprochene Abbésche Zeichenapparat angebracht.

Wenn das Präparat in früher besprochener Art vorbereitet ist, wird es mit einem Deckgläschen derart zugedeckt, daß das Gläschen vollkommen wagrecht zu liegen kommt.

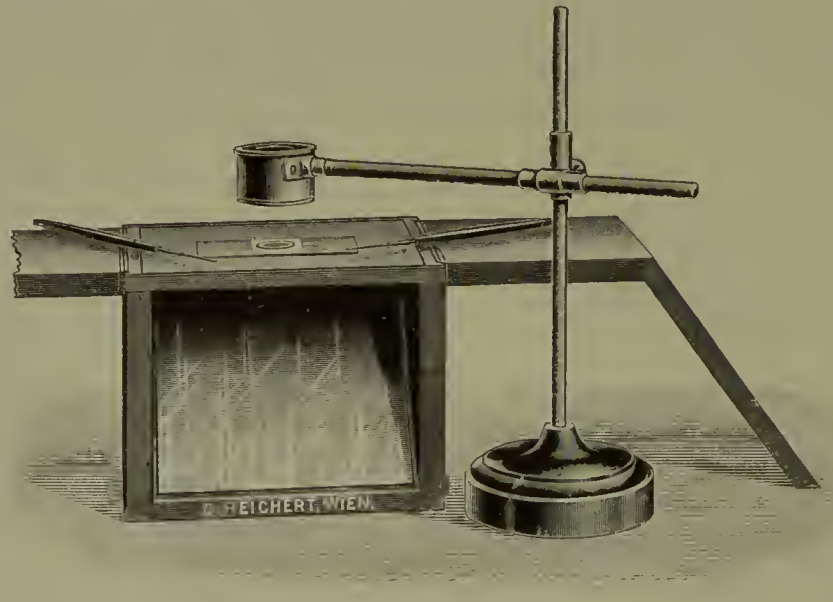


Abb. 22.
Präpariervorrichtung nach Tafner.

Falls zu viel Wasser am Objektträger sein sollte, kann man es mit einem Fließpapier am Rande des Deckgläschens absaugen. Man soll möglichst große Deckgläschen benützen, was besonders dort anzuraten ist, wo man diverse Säuren unter dem Mikroskope auf das Präparat einwirken läßt.

Was die allgemeine Benützung der Reagentien betrifft, pflegt man in der Regel so vorzugehen, daß man einen Tropfen derselben an den Rand des Deckgläschens bringt und es dabei vermeidet, die obere Fläche desselben zu benetzen.

Falls man das Eindringen des Reagens zwischen Deckglas und Objektträger beschleunigen will, kann man mit einem Streifen Filtrierpapier auf der entgegengesetzten Seite das Wasser vorsichtig absaugen,

Alle unter dem Mikroskope im Wassersedimente befindlichen Objekte lassen sich sehr schön und bequem beobachten bis auf manche Infusorien, welche mitunter blitzschnell über das ganze Gesichtsfeld schießen, oder sich in verschiedenen Algen-, Pilz- oder anorganischen Klumpen verkriechen. Sie trachten in jedem Falle sich schleunigst aus dem Fokus der Linse zu entfernen.

Um diesen Schwierigkeiten zu begegnen, haben manche Autoren verschiedene Methoden erdacht.

Die meisten dieser Methoden zielen dahin, die Organismen abzutöten. Dieses geschieht noch am besten mit einer konzentrierten Sublimatlösung (siehe Reagentien), von welcher man etwas am Rande des Deckgläschens zufließen läßt. Leider besitzt aber das Sublimat die unangenehme Einwirkung, daß die meisten Infusorien zusammenschrumpfen, oder daß die dieselben umhüllende zarte Membran einreißt.

Mez[1]) empfiehlt, zu dem Präparate etwas schwach erwärmte Gelatine zuzugeben. Damit wird ein festeres Medium erzielt, in dem sich die Infusorien nicht mehr so lebhaft bewegen können. Diese Methode muß entschieden als die gelungenste bezeichnet werden.

Analog wurde auch mit gutem Erfolge Gummischleim (siehe Reagentien) angewendet, den man dem zu untersuchenden Wassertropfen beimischt.

In vielen Fällen gelingt es auch mit einer stärkeren Kokainlösung (siehe Reagentien) die Infusorien in ihrer Bewegung zu hemmen oder zum Stillstande zu bringen, wobei sie gewöhnlich eine Zeit lang die natürliche Form behalten.

Falls man auf die Verwendung von Sublimat oder Kokain Verzicht leisten will, wird sich auch folgendes Verfahren empfehlen.

Auf das zu untersuchende Wassertröpfchen wird ein wenig zerzupfte Watta gelegt und darauf das Präparat mit einem Deckgläschen bedeckt.

In dem so hergestellten unregelmäßigen Gewirr von Baumwollfäden entstehen Maschen, in welchen größere Infusorien längere Zeit verharren und ruhig untersucht werden können.

Bei der Untersuchung etwas größerer Objekte (Rädertierchen, Kruster), welche bei gewöhnlicher Präparation durch den Druck des Deckgläschens verletzt werden könnten, pflegt man das letztere mittels zwei entsprechend dicken Papierleisten zu stützen, oder man bringt an den vier Ecken der Deckgläschen kleine »Wachsfüßchen« an.

Die hiezu dienende Masse wird aus etwa gleichen Teilen von Wachs und venetianischem Terpentin durch Zusammenschmelzen hergestellt.

[1]) Mez l. c.

Wenn es sich um näheres Studium der Infusorien handelt, ist es sehr empfehlenswert, dieselben mit Farbstoffen zu füttern. Selbstverständlich müssen es vor allem unschädliche Farbstoffe sein und auch solche, welche nicht vollkommen wasserlöslich sind, sondern nur in kleinen Körnchen suspendiert vorkommen. Als solche dienen am besten fein verriebenes Karmin oder chinesische Tusche (siehe Reagentien).

Die Infusorien fressen mit Begierde diese Farbstoffe und es wird somit die mitunter nicht leicht kenntliche Mundöffnung, sowie der ganze Verdauungsapparat erkennbar.

Die Amöben lassen sich durch ein rasches Zusetzen von Alkohol in ihrer natürlichen Form erhalten.

Um das Leben des Mikroorganismen im Wasser längere Zeit ungestört beobachten zu können, ist es nötig, entweder den zu beobachtenden Tropfen mit einer größeren Luftmenge in Berührung zu bringen, beziehungsweise für einen stetigen Ersatz eines sauerstoffreichen Wassers zu sorgen.

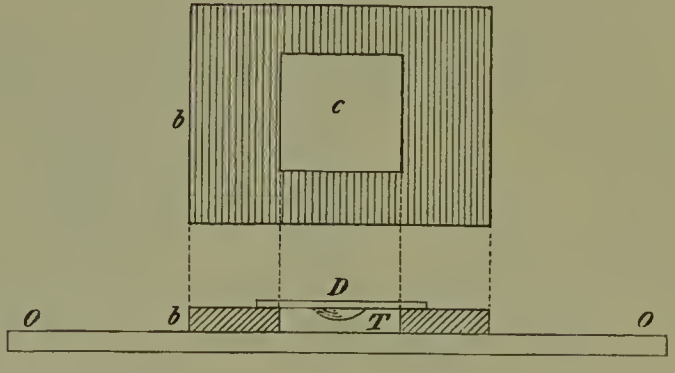


Abb. 23.

Feuchte Kammer nach Zimmermann.

Zu diesem Zwecke werden vorerst die verschiedenen »feuchten Kammern« gebraucht. Solche können wir uns folgendermaßen herstellen:

Aus einer etwa 2 *mm* dicken Pappe (Abb. 23) wird ein Rechteck *b* ausgeschnitten, welches etwas enger ist als der Objektträger. In dieses Rechteck wird in der Mitte eine quadratische Öffnung angebracht, welche etwas kleiner ist als die zu benützenden Deckgläschen.

Solche kleine Papprahmen werden vor der Benützung in kochendes Wasser geworfen. Dabei werden sie mit Wasser durchtränkt und gleichzeitig auch sterilisiert.

Nun wird ein solcher Papprahmen auf einen Objektträger *O O* gelegt. Ein Tröpfchen des zu untersuchenden Wassers wird auf das Deckgläschen gebracht und dieses jetzt mit dem Tropfen (*T*) nach innen auf den Rahmen derart gelegt, daß das Gläschen an den Rändern des Rahmens zu ruhen kommt.

Auf diese Art kann man dann die Beobachtung längere Zeit fortsetzen, indem einerseits der hängende Tropfen in der feuchten Atmosphäre nicht austrocknen kann, und anderseits ein verhältnismäßig großer Luftraum entsteht, aus dem die Mikroorganismen den Sauerstoff schöpfen können.

Um den Organismen durch stetigen Wasserzufluß den verbrauchten Sauerstoff zu ersetzen, wird vorteilhaft das von af Klercker empfohlene Verfahren benützt.

Dieses ist insofern sehr praktisch, als man einen kontinuierlichen Strom von Beobachtungsflüssigkeit durchleiten kann.

Es können dadurch auch bei der Benützung einer Kulturflüssigkeit den Organismen die etwa verbrauchten Nährstoffe wieder zugeführt werden.

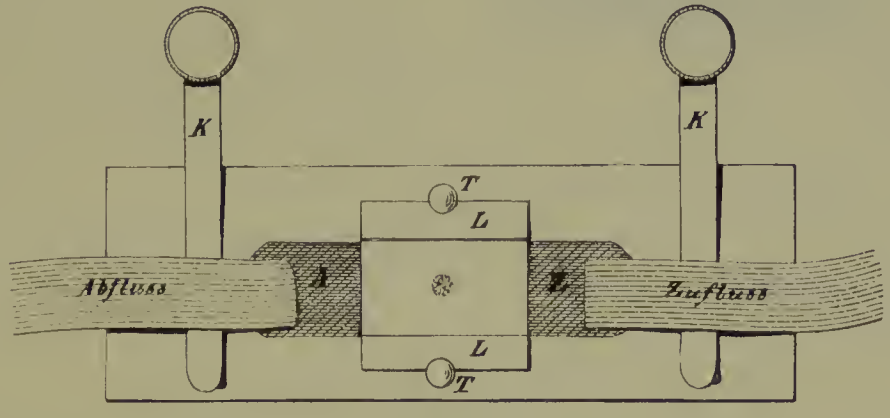


Abb. 24.

Objektträger nach J. af Klercker aus Zimmermann.

Dieses Verfahren soll hier kurz mitgeteilt werden:

J. af Klercker benützt zu diesem Zwecke Objektträger (Abb. 24), auf denen in der Mitte, parallel zu den Längsseiten des Objektträgers, zwei schmale, etwa 0·14 *mm* dicke Glasleisten *L* mittels Kanadabalsam angeklebt sind.

Zwischen diese zwei Leisten wird nun das zu untersuchende Wasser (Kulturflüssigkeit) gebracht und das ganze mit einem Deckgläschen bedeckt. Das letztere wird durch zwei zuvor an die Glasleisten gebrachte Terpentinharztröpfchen *T* befestigt.

Es ist Sorge zu tragen, daß der ganze Raum zwischen den beiden Glasleisten vollkommen mit Flüssigkeit erfüllt ist.

Im entgegengesetzten Falle lassen wir von der Seite des Deckgläschens noch so viel Untersuchungsflüssigkeit zufließen, als notwendig ist, um den ganzen Raum zwischen dem Objektträger und Deckgläschen vollkommen auszufüllen.

Nun wird von beiden Seiten je ein kurzer Leinwandstreifen $A-Z$ unter das Deckglas geschoben.

Der Zufluß und Abfluß des Wassers wird folgendermaßen hergestellt:

Neben dem Mikroskope (Abb. 25) steht auf der linken Seite ein Glaszylinder, welcher etwa die Höhe des unteren Tubusendes erreicht.

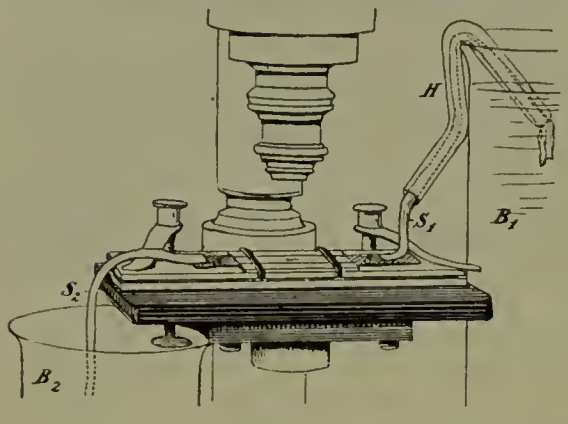


Abb. 25.
Teil des Mikroskopes mit der Vorrichtung zur Untersuchung in fließendem Wasser.
Nach J. af Klercker.

Auf die Wand des Zylinders wird ein kleiner Heber (gebogenes Glasröhrchen) H gelegt, durch welchen ein Leinwandstreifen (S_1) gezogen ist, der einerseits in die Flüssigkeit taucht, anderseits den Streifen (S) berührt. Der gegenüberliegende Streifen (S_2) hängt frei in ein darunter gestelltes Becherglas, welches tiefer steht als der Objekttisch. Auf diese Weise können wir für einen reichlichen Ersatz des Wassers (Kulturflüssigkeit) sorgen, da nach J. af Klercker binnen 24 Stunden etwa 50 cm^3 Flüssigkeit durchströmen.

II. Die Herstellung der Dauerpräparate.

Um die Objekte für eine spätere Untersuchung brauchbar zu erhalten, werden sogenannte Dauerpräparate angelegt.

Die Herstellung solcher Präparate stößt auf manche Schwierigkeiten, welche erst durch eine längere Praxis überwunden werden können.

Um das Präparat für die Dauer aufbewahren zu können, muß es vor allem in ein solches Medium »eingebettet« werden, welches auch nach längerer Zeit nicht eintrocknet, ein genügendes Aufhellungsvermögen besitzt und auf das Präparat keinen schädlichen Einfluß ausübt.

Zum Einbetten von manchen mikroskopischen Dauerpräparaten werden wir das früher als Einschlußmittel fast allgemein angewendete Glyzerin benützen. Die Glyzerinmethode ist auch jetzt noch die einfachste und gebräuchlichste.

Die Dauerpräparate sollen reinlich und mit möglichst großer Sorgfalt hergestellt werden und es ist daher auch darauf zu achten, daß das Objekt genau in die Mitte des Objektträgers zu liegen kommt.

Zu diesem Zwecke zeichnen wir auf ein steifes Kartonpapier den Abriß eines Objektträgers (Abb. 26), verbinden die gegenüber-

liegenden Ecken mit zwei sich kreuzenden Linien und gewinnen somit das Zentrum. Dieses wird mit einem großen Punkt bezeichnet. Um denselben können noch einige den verschiedenen Deckglasgrößen entsprechende Ringe angebracht werden. Diese sogenannte Matrize wird bei der Herstellung von Dauerpräparaten als Unterlage benützt. Man läßt von der Seite des bereiteten Wasserpräparates von Zeit zu Zeit einen Tropfen Glyzerin zufließen und saugt vorsichtig auf der anderen Seite das Wasser so lange ab, bis das Präparat in reines Glyzerin zu liegen kommt.

Das Glyzerin wird durch langes Stehenlassen an der Luft wasserhältig und es ist darauf zu achten, daß vor dem Einschließen des Präparates das Wasser möglichst beseitigt wird, um später — besonders bei einem mangelhaften Verschluß — das Eintrocknen des Präparates zu verhüten.

Man wird also gut tun, wenn man das so hergestellte Präparat in einem Exsikkator (mit Chlorkalzium oder Schwefelsäure gefüllt)

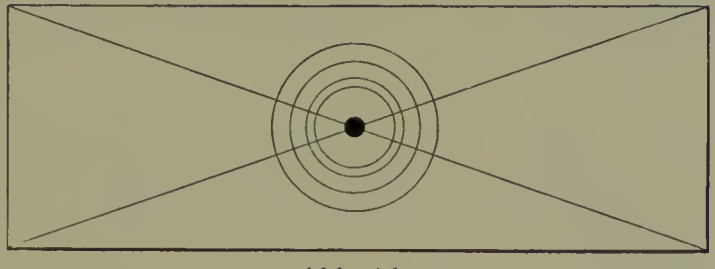


Abb. 26.

Matrize zur Anfertigung der Dauerpräparate.

immer einige Stunden, eventuell einen ganzen Tag, hält und das verdunstete Wasser von der Seite des Deckgläschens durch reines Glyzerin ersetzt, bis keine Verdunstung mehr stattfindet. Diese allmähliche Konzentration des Glyzerins ist sehr wichtig, da manche Objekte, besonders manche grüne Algen, beim Übertragen aus dem Wasser in reines Glyzerin leicht zusammenschrumpfen.

Um verschiedene Algenpräparate in natürlicher Farbe konservieren zu können, empfiehlt Kirchner verdünntes Glyzerin, dem soviel schwefelsaures Chromoxydkali (Chromalaun) zugesetzt wird, bis die Flüssigkeit eine hellbläuliche Färbung annimmt. Auch in diesem Falle werden wir vor dem definitiven Einschlusse die Präparate im Exsikkator in der oben angegebenen Weise vom Wasser befreien

Außer in Glyzerin können manche Objekte, insbesondere manche Algen, vorteilhaft in Glyzeringelatine eingeschlossen werden (siehe Reagentien).

Die Glyzeringelatine besitzt dem Glyzerin gegenüber den Vorteil, daß sie schon bei gewöhnlicher Temperatur erstarrt und somit das

Verschieben der Präparate vor dem Einschließen verhindert. Behufs Herstellung solcher Dauerpräparate wird von dem in einer Eprouvette ausgeschleuderten Wassersediment das obenstehende Wasser fast vollkommen abgegossen, zu dem Reste etwas schwach erwärmte Gelatine zugesetzt und durch Rollen mit demselben vermischt. Ein Schütteln ist bei dieser Gelegenheit zu vermeiden, da sich sonst viele Luftbläschen bilden, welche dann im fertigen Präparate störend wirken.

Mittels einer erwärmten Pipette wird ein Tropfen des Sedimentes auf einen Objektträger gebracht und mit einem ebenfalls schwach erwärmten Deckgläschen zugedeckt.

Man wird es bei einer gewissen Übung treffen, daß die Tropfen gerade so groß ausfallen, daß sie den Zwischenraum zwischen Objektträger und Deckgläschen vollkommen ausfüllen.

Man kann jedoch auch in einer anderen Weise vorgehen:

In eine flache Schale — am besten eignet sich dazu die für bakteriologische Zwecke dienende sogenannte »Petri-Schale« mit vollkommen flachem Boden — wird die erwärmte Gelatine gegossen, so daß sie eine etwa 2—3 *mm* hohe Schichte bildet, und darauf erstarren gelassen.

Die bereits erstarrte Gelatine wird nun in der Schale mit Hilfe eines Lineals in kleine Würfel geschnitten und bleibt zum Bedarfsfalle vorbereitet, in dieser mit einem gut verschließenden Deckel vor Staub geschützt aufbewahrt.

Man wird es in diesem Falle sicherer treffen, ein für eine bestimmte Deckglasgröße entsprechend großes Würfelchen herauszusuchen.

Das Würfelchen wird nun in die Mitte des Deckglases gelegt bis zur Verflüssigung leicht erwärmt und etwas des Zentrifugates mittels einer erwärmten Präparierspatel langsam hineingerührt. Darauf wird das Präparat mit einem schwach erwärmten Deckgläschen bedeckt.

Es geschieht sehr leicht, daß in den Glyzeringelatinepräparaten einige Luftbläschen entstehen. Diese können bei weniger empfindlichen Objekten durch Erwärmen der Gelatine und Andrücken des Deckgläschens mit einer Nadel zum Teile beseitigt werden. Bei zarteren Objekten, und das ist bei unseren Präparaten meist der Fall, ist es am besten, wenn man auf das Beseitigen der Luftbläschen verzichtet um das Präparat durch diese Manipulation nicht zu verderben.

Zarte Präparate, welche bei dem direkten Übertragen in die Glyzeringelatine schrumpfen (kollabieren) könnten, müssen vorerst in verdünntes Glyzerin gebracht werden, welches man durch allmähliches Verdunsten des Wassers (s. oben) konzentriert, und dürfen erst dann in Glyzeringelatine übertragen werden.

Am leichtesten werden wir bei einer gewissen Übung Dauerpräparate von Diatomeen herstellen können. Vor allem ist es wünschenswert, daß wir die Diatomeen möglichst rein erhalten. Zu diesem Zwecke wird ein an Diatomeen reiches Material in einem Musselinsäckchen auf einen Suppenteller mit Kulturflüssigkeit[1]) gelegt. Die lebenden beweglichen Formen wandern bald durch die Maschen des Säckchens heraus. Nach einigen Tagen sehen wir am Rande der Flüssigkeit einen meist bräunlich gefärbten Ring, welcher durch Anhäufung von zahlreichen Diatomeen entstanden ist. Sehr viele Formen werden sich auch, besonders bei intensiver Belichtung, auf der Oberfläche in Form eines Häutchens ansammeln. In beiden Fällen können sie leicht mit einem Stückchen Pergamentpapier abgehoben werden.

Auf diese Art erhalten wir eine genügende Menge reinen Diatomeenmaterials; natürlich alle möglichen Arten beisammen.

Für die Dauerpräparate werden meist nur die Diatomeenschalen allein benützt, denn es ist, um die Struktur des Kieselskelettes eingehend besichtigen zu können, meist nötig, die organische Substanz möglichst vollkommen zu entfernen.

Zu diesem Zwecke können verschiedene Methoden dienen; eine der geeignetesten ist die folgende:

Das in der früher angegebenen Weise gereinigte Diatomeenmaterial wird in einer Eprouvette zuerst mit Salpetersäure gekocht und darauf vollständig dekantiert, dann wiederholt mit Wasser gewaschen und dekantiert und zum Schlusse mit verdünntem Ammoniak gewaschen und in Alkohol aufbewahrt.

Bei der Bereitung von Dauerpräparaten bringen wir etwas in Alkohol aufbewahrten Materiales auf ein gereinigtes Deckgläschen, lassen zuerst den Alkohol freiwillig verdunsten und führen dann das Deckgläschen mit einer Pinzette wiederholt langsam durch ein Spiritus- oder Gasflämmchen, bis wir sicher sind, daß jede Feuchtigkeit vollkommen verschwunden ist. Darauf wird das Präparat in Kanadabalsam eingeschlossen.

Die außerordentlich zierliche und regelmäßige Struktur des Diatomeenpanzers, welche bei zunehmender Vergrößerung an Feinheiten immer gewinnt, sowie auch die vollkommene Widerstandsfähigkeit, welche diese Schalen den Einschlußmedien gegenüber besitzen, sind zwei willkommene Eigenschaften, welche man von einem Dauerpräparate und einem Prüfungsobjekte verlangt.

[1]) Kulturflüssigkeit für Diatomeen: Magnesiumsulfat 10, Chlornatrium 10, Natriumsulfat 5, Ammon. nitrat 1, Kaliumnitrat 1, Chlornatrium 1, Bromkalium 0·2, Jodkalium 0·1 auf 100 *g* Wasser.

Die Kulturflüssigkeit wird vorteilhaft noch mit etwas Stroh oder Moos versetzt.

Deswegen werden die Diatomeenschalen als ein höchst willkommenes Prüfungs(Test)objekt für die Beurteilung der Güte der Mikroskope benützt und es wird heutzutage kaum ein Mikroskop geliefert, ohne daß sich dabei nicht wenigstens ein Diatomeen-Testobjekt befindet.

Mit Vorliebe werden zu diesen Zwecken, der schönen Zeichnung ihrer Panzer wegen, Navicula, Pleurosigma und Surirella verwendet.

Es werden ja heutzutage auch in meisterhafter und künstlerischer Ausführung die sogenannten Diatomeen-Typenplatten, sowie andere reizende Diatomeen-Präparate hergestellt. Die Firmen Thum in Leipzig und Kloene in Dresden liefern solche Präparate, welche in ihrer Ausführung wohl nichts zu wünschen übrig lassen.

Diese Firmen liefern auch einzelne Präparate der Diatomeen-Reinkulturen. Die Herstellung von Diatomeen-Reinkulturen ist mit großen Schwierigkeiten verbunden, und es soll hier diesbezüglich auf das größte Werk über Diatomeen von van Heurck[1]), weiter auf Straßburger[2]) und Lauterborn[3]) verwiesen werden.

Die Glyzerinpräparate werden, um das Verschieben des Deckgläschens zu vermeiden, recht bald eingeschlossen. Dabei ist darauf zu achten, daß die Ränder des Deckgläschens wie auch der Objektträger trocken sind, da sonst auf solchen Präparaten kein Verschluß haftet. Feuchte Gläser müssen zuerst mit Filtrierpapier sorgfältig gereinigt werden.

Die Glyzeringelatinpräparate brauchen anfangs keinen Verschluß, da das Deckgläschen nach dem Erstarren der Gelatine auf dem Objekte festhält. Nachdem jedoch die Deckgläschen solcher Präparate bei längerem Aufbewahren sich meist ziemlich stark beschlagen, ist es empfehlenswert, auch die Glyzeringelatinpräparate mit einem Lackring zu versehen.

Zum Einschließen von Dauerpräparaten, für welche wir aus den oben erwähnten Gründen runde Deckgläschen benützt haben, wenden wir die sogenannte Lackringmaschine an; dieselbe ist nichts anderes, als eine an einem Stift gut zentrierte Scheibe, welche sich in einem Gehäuse ruhig und regelmäßig drehen kann (Abb. 27).

Auf der oberen Seite derselben ist das Zentrum bezeichnet, und um dieses in gleichen Entfernungen konzentrische Ringe angebracht, welche den einzelnen Deckgläschengrößen entsprechen; außer diesen sind noch zwei Klammern zum Festhalten des Objektträgers angebracht.

---

[1]) van Heurck: »Traité des diatomées.« Anvers 1899.
[2]) Straßburger: »Das große botanische Praktikum.« 1904.
[3]) Lauterborn: »Diatomeen.« 1897.

Der Verschluß wird am besten mittels Eisenlack oder Maskenlack in folgender Weise hergestellt:

Nachdem wir zuerst das Präparat in der Scheibe mittels der Klammervorrichtung befestigt und genau zentriert haben, bis sich der Rand des Deckgläschens vollkommen mit der Kontur eines der konzentrischen Ringe deckt, bringen wir die Scheibe mit dem Mittelfinger der linken Hand rasch an dem Rande zum Drehen.

Abb. 27.
Lackringmaschine.

Nun stellen wir einen kleinen, spitzen, in mäßig verdünnten Lack[1]) getauchten Pinsel nicht steil, sondern wie einen Federhalter auf den Rand des Deckgläschens derart auf, daß etwa die eine Hälfte des Pinsels auf den Rand des Deckgläschens, die andere Hälfte auf den Objektträger zu liegen kommt.

Den Pinsel halten wir genau an eine und dieselbe Stelle ohne die Hand zu rühren leicht auf, nur daß er eben das Glas berührt. Die sich nun drehende Scheibe macht den Ring selbst. Nach kurzer Übung gelingt es, vollkommen tadellose Ringe herzustellen.

Sowohl mit Eisenlack wie auch mit Maskenlack hergestellte Ringe trocknen sehr rasch, und man kann noch einen oder zwei solche Einschlüsse nacheinander folgen lassen, bis das Präparat vollkommen eingeschlossen erscheint, was man daran erkennt, daß das gegen Licht verkehrt gehaltene Präparat am Deckglasrande keine lichteren Linien zeigt.

In unseren Präparaten werden wir meist eine Unmenge Material beisammen haben, aus dem wir dann nicht so leicht das Gewünschte werden aussuchen können, besonders wenn die gewünschte Spezies nur spärlich oder bloß in einem Exemplar vertreten ist. Um das gewünschte Objekt zu jeder Zeit wieder finden zu können, werden wir das von de Vescovi vorgeschlagene Verfahren benützen. Auf dem Objekttisch des Mikroskopes werden (siehe Abb. 28) zwei Paare von aufeinander senkrecht stehenden Linien angebracht, am besten eingeschnitten und mit weißer Masse ausgefüllt.

Falls man nun die Lage eines bestimmten Objektes markieren will, wird dasselbe genau in die Mitte des Gesichtsfeldes eingestellt, mit Objektklammern festgehalten und mit Tinte genau über den am Objekttisch eingeritzten Strichen, auf dem Objektträger korrespondierende, zarte Linien angebracht.

[1]) Der Lack soll etwa die Konsistenz des Honigs besitzen. Zu dünnflüssiger Lack zerfließt leicht, zu dicker Lack fließt dagegen nicht genug schnell vom Pinsel ab.

Durch Anbringen solcher Linien mit verschiedenen Tinten kann man in einem und demselben Präparate verschiedene Stellen markieren.

Nach dem Einstellen des Präparates in der Weise, daß sich die auf dem Objektträger angebrachten Linien mit denjenigen am Objekttische decken, wird man das gewünschte Objekt leicht ausfindig machen. Eine andere zum Zwecke des Wiederfindens eines bestimmten Objektes dienende Vorrichtung ist der sogenannte Objektmarkierer (Abb. 29).

Der Markierer wird an die Stelle eines momentan nicht gebrauchten Objektives am Revolver angeschraubt.

Nachdem wir nun unter dem Mikroskope das gewünschte Objekt direkt in die Mitte des Gesichtsfeldes gebracht und den Objektträger mittels Klammern befestigt haben, drehen wir den Revolver so, daß

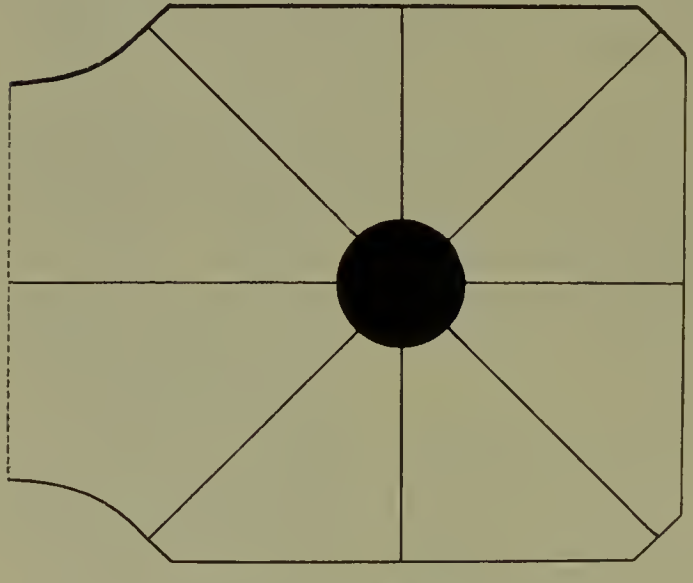


Abb. 28.
Die Einteilung des Objekttisches nach de Vescovi.

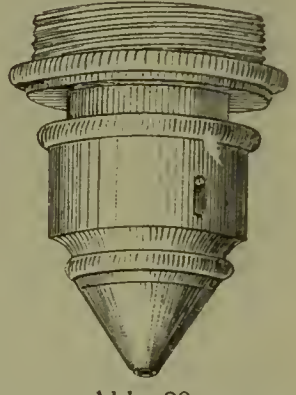


Abb. 29.
Objektmarkierer von Kloene nach Zimmermann.

oberhalb des Präparates der mit Farbe befeuchtete Objektmarkierer zu stehen kommt. Wenn man nun den Tubus senkt, so berührt der Markierer das Deckgläschen und hinterläßt darauf einen kleinen Ring, welcher das gewünschte Objekt umrandet. Um einer Beschädigung des Objektes vorzubeugen, ist die Spitze des Objektmarkierers beweglich und wird beim leisesten Druck gehoben.

Da sich solche Ringe bloß auf solchen Präparaten anbringen lassen, welche mit Trockenobjektiven untersucht werden, da diese Ringe durch das bei Immersionslinsen gebrauchte Zedernöl weggewischt würden, hat man auch solche Markierer eingeführt, mittels welchen mit einer Diamantspitze um das Objekt ein kleiner Ring eingeritzt werden kann.

Ein solcher Markierer mit Diamantspitze ist aus der Abb. 30 ersichtlich.

Man ist jedoch auch imstande, ohne Hilfe eines Objektmarkierers das Objekt zu bezeichnen.

Zu diesem Zwecke wird das Objekt genau in die Mitte des Gesichtsfeldes eingestellt und mit den Objektklammern fixiert. Darauf wird das Objektiv und das Okular beseitigt und man umzieht, indem man durch den leeren Tubus blickt, die Mitte des Gesichtsfeldes mit einem kleinen Kreise.

Bei den provisorisch bereiteten Präparaten werden wir nicht vergessen, an der Seite des Objektträgers entweder eine Etikette mit Aufschrift anzubringen oder den Namen des Objektes mit eventuell anderen Bemerkungen, Art der Präparation, Einschlußmittel, Fundort etc.

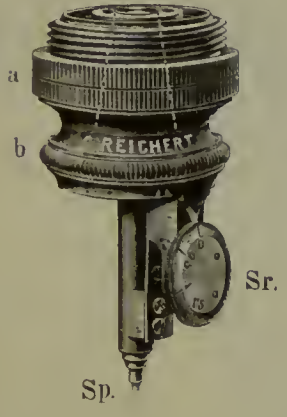


Abb. 30.
Markierapparat mit einer Diamantspitze.

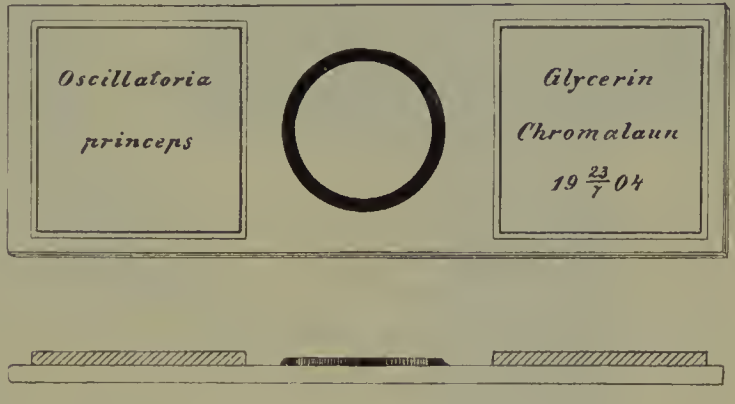


Abb. 31.
Fertiges Dauerpräparat.

mittels eines Fettstiftes — am besten sind zu diesem Zwecke die auf Glas schreibenden Faberschen Ölstifte geeignet — einzutragen. Falls der Objektträger nicht fett war, kann man auch mit Feder und Tinte erforderliche Notizen anbringen.

Bei fertiggestellten Präparaten (Abb. 31) werden am zweckmäßigsten auf beiden Seiten des Objektträgers zwei glatte, etwa 1 *mm* dicke Kartonstücke von der Breite des Objektträgers angeklebt, auf welche wir dann unmittelbar oder auf Etiketten geschriebene Notizen machen können.

Solche Schutzleisten aus Kartonstücken haben den Vorteil, daß man die Präparate direkt aneinander legen kann, ohne sie zu beschädigen.

Sie werden nicht mit Gummi, sondern am besten mit Lack befestigt, da sie im ersten Falle leicht abspringen können.

Auch der sogenannte Fischleim (Syndetikon) eignet sich gut zu diesem Zwecke.

Zum Aufbewahren der Dauerpräparate dienen Kästchen und Mappen aller Art, welche von jeder Firma mikroskopischer Utensilien bezogen werden können.

Man kann sich auch solche nach eigenem Wunsche, um eine gewisse Gleichmäßigkeit in der Sammlung zu bewahren, anfertigen

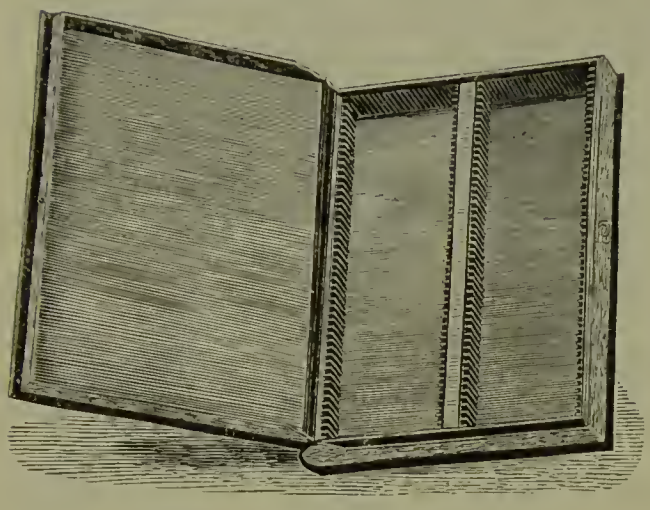


Abb. 32.
Präparatenkästchen für 100 Objekte.

Abb. 33.
Präparatenmappe für 20 Objekte

lassen. Aus der Abbildung (Abb. 32 u. 33) ist eine solche Mappe und ein Präparatenkästchen ersichtlich.

Die zur Vornahme einer mikroskopischen Wasseruntersuchung nötigen Utensilien und Reagentien.[1])

a) Utensilien.

Ein unentbehrlicher Apparat für mikroskopische Wasseruntersuchungen ist eine gute Zentrifuge.

Solche kleine, unseren Zwecken vollkommen entsprechende Zentrifugen (Abb. 34) sind heutzutage überall billig zu haben.

Die Gebrauchsanweisung wird jedem Apparate beigegeben.

Außer dieser brauchen wir zwei Spitzgläser (Sedimentierkelche — Abb. 35) einige Uhrgläschen oder Embryoschalen verschiedener Größe, eine größere Glasplatte, etwa 15 *cm* im Durchmesser, zwei Präparierpinzetten mit glatten Branchen, zwei Präpariernadeln und zwei Präparierspateln, Eprouvetten, zwei weiche Haarpinsel und eine Spirituslampe, ferner einige Fläschchen zum Aufbewahren der Reagentien. Diese werden am

[1]) Sowohl die Reagentien als auch die nötigen Utensilien hält die Firma W. J. Rohrbecks Nachfolger, Wien, I., Kärtnerstraße Nr. 59, stets am Lager.

zweckmäßigsten derart untergebracht, daß die Säuren in sogenannten Stiftfläschchen (Abb. 36) mit einer Kappe gehalten werden, die

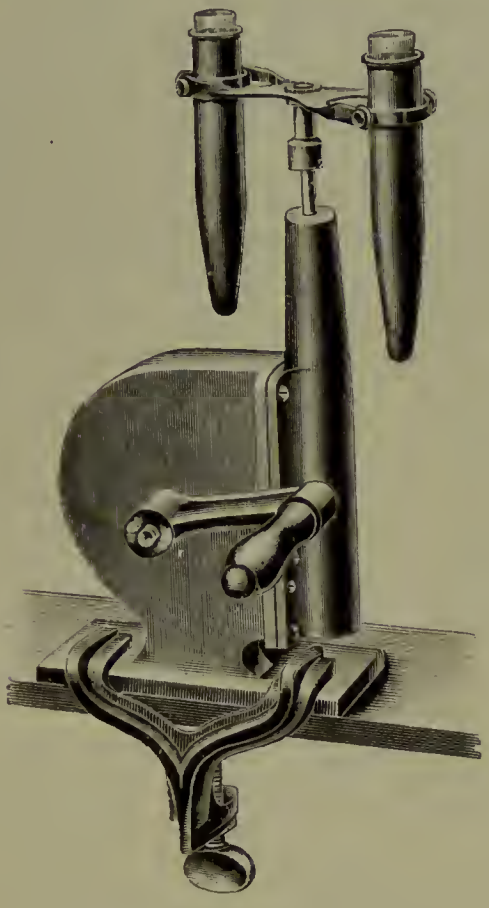


Abb. 34.
Zentrifuge.

Abb. 35.
Spitzglas.
(Sedimentierkelch.)

Abb. 36.
Stiftfläschchen.

Abb. 37.
Tropffläschchen.

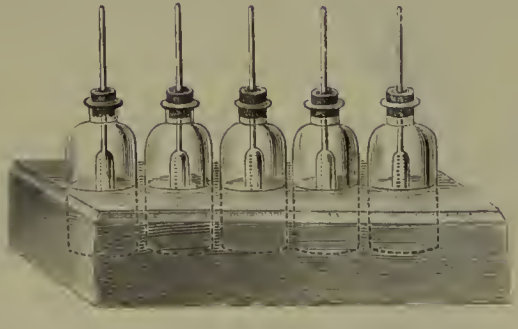


Abb. 37 a.

anderen Reagentien dagegen in Tropffläschchen, welche mit einem Kautschukhütchen versehen sind (Abb. 37). Zur Aufstellung von Reagenzfläschchen ist ein mit Bohrlöchern versehener Holzklotz sehr geeignet (Abb. 37 a).

b) Reagentien und andere Behelfe.

Alkohol, konzentrierter.

Chinesische Tuschaufschwemmung. Wird im Falle des Bedarfes am besten durch Anreiben der Tusche mit Wasser hergestellt.

Chlorzinkjodlösung: Man löst metallisches Zink in Salzsäure, dampft etwa zur Syrupkonsistenz ab und löst darin bis zur Sättigung gepulvertes Jodkalium auf. Der fertigen Lösung wird etwas Jod zugesetzt.

Cuoxamlösung (Kupferoxydammoniaklösung). Diese wird am zweckmäßigsten folgendermaßen bereitet: Man übergießt in einem Glaskolben eine größere Menge Kupferspäne mit konzentriertem Ammoniak, bis dieselben vollkommen durchfeuchtet erscheinen. Darauf schüttelt man wiederholt und gießt die dunkelblaue Flüssigkeit ab. Diese wird dann, vor Licht geschützt, in gut verschlossenen Fläschchen mit Glasstöpsel aufbewahrt. Da dieses Reagens recht unhaltbar ist, erscheint es zweckmäßig, dasselbe vor dem Gebrauche durch frisches Aufgießen auf Kupferspäne zu konzentrieren. Dasselbe kann nur dann als brauchbar bezeichnet werden, wenn es Baumwolle sofort auflöst.

Glyzerin.

Glyzeringelatine (Vorschrift nach Kaiser). Man weicht 1 Gewichtsteil farbloser Gelatine in 6 Teilen Wasser auf und setzt dann 7 Teile reines Glyzerin hiezu. Auf je 100 Teile dieser Gelatine wird je 1 Gramm Karbolsäure zugesetzt.

Daraufhin wird diese Mischung unter stetigem Umrühren mittels eines Glasstabes solange erwärmt, bis die Flüssigkeit klar geworden ist.

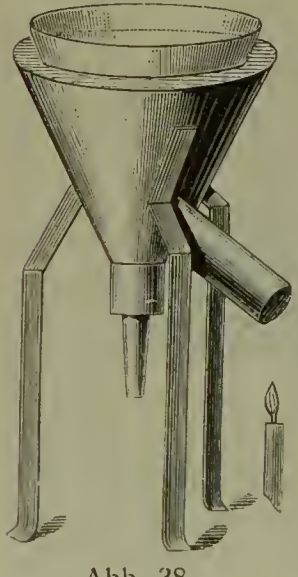


Abb. 38.
Heißwasserfilter.

Da sich in solcher Gelatine verschiedene Staubpartikelchen finden, welche das Präparat verunreinigen könnten, muß dieselbe vorerst filtriert werden.

Das kann nur im sogenannten Heißwasserfilter (Abb. 38) geschehen.

Die Glyzeringelatine wird am besten in Eprouvetten abgefüllt und mit einem Korkstöpsel vor Staub geschützt aufbewahrt.

Einen Teil derselben werden wir in der früher angegebenen Weise (s. S. 44) in einer Petrischale aufbewahren.

Glyzeringelatine, welche häufig andauernder Hitze ausgesetzt wurde, wird in den sogenannten β-Leim verwandelt und ein solcher wird beim Erkalten nicht mehr fest.

Gummilösung. Zu unseren Zwecken verwendeter Gummischleim muß aus pulverisiertem Gummiarabikum bereitet werden und gut dekantiert sein, um keine die mikroskopische Untersuchung störenden Verunreinigungen zu enthalten.

Kanadabalsam wird in einer Auflösung in Xylol gebraucht. Diese wird am besten in einem mit weiter Öffnung versehenen Glas (Abb. 39) aufbewahrt, dessen Hütchen derart gewölbt ist, daß ein kleiner, zur Entnahme des Balsams dienender Glasstab darin Platz hat.

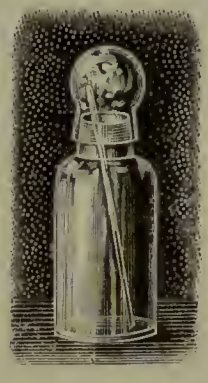


Abb. 39.
Kanadabalsamfläschchen.

Karminaufschwemmung. Wird ebenfalls wie die Tuscheaufschwemmung am besten erst im Falle des Bedarfes durch Anreiben des Carmins (Technische Farben) in destilliertem Wasser hergestellt.

Kokainlösung (0·5 Gramm Kokainchlorhydrat auf 50 cm^3 Wasser).

Masken- oder Eisenlack zum Einschließen der Dauerpräparate soll in gut verschlossenen Fläschchen aufbewahrt werden. Derselbe muß vor dem Gebrauche mit Alkohol, beziehungsweise mit Terpentinöl, zur nötigen Konsistenz verdünnt werden (s. S. 47).

Phlorogluzinlösung (alkoholische, konzentrierte).

Lugolsche Lösung (Jodkalium 2·0, Jod 1·0, destill. Wasser 300 Gramm).

Salzsäure, konzentrierte.

Schwefelsäure, konzentrierte und verdünnte.

Sublimatlösung (0·5 Gramm Hydrarg. bichlorat. corrosiv. auf 100 cm^3 Wasser).

Zedernholzöl für die homogene Immersion vom Brechungsindex 1·515 wird von jeder optischen Firma in zweckmäßigen Fläschen geliefert.

III. Die saproben Organismen und die Selbstreinigung des Wassers.

Die Anforderungen, welche man bis gegen Mitte des vorigen Jahrhundertes an die Beschaffenheit des Trink- beziehungsweise Nutzwassers gestellt hatte, betrafen die grobsinnlich wahrnehmbaren Eigenschaften: Farbe, Klarheit, Geruch und Geschmack.

Die chemische Untersuchung der Wässer folgte erst nachher, und man pflegte in diesem Falle vornehmlich nach einem oder dem

anderen Bestandteil zu suchen, welcher als ein besonderes Kriterium für eine Verunreinigung galt.

Einer der wichtigsten Nachweise war der Nachweis der organischen Substanz und der Zersetzungsprodukte derselben.

Die Dejekte des Menschen und des Tieres, sowie die Abfallstoffe des menschlichen Haushaltes u. a., zerfallen, in den Boden gelangt, rasch unter Einfluß der Mikroorganismen (s. S. 69) und bilden unter Sauerstoffzutritt Kohlensäure, Ammoniak, salpetrige Säure und schließlich Salpetersäure.

Bei Sauerstoffmangel wird diese Zersetzung wesentlich gehemmt und es tritt Fäulnis (der organischen Stoffe) ein.

Man war geneigt, besonders die bei der Fäulnis organischer Stoffe entstandenen Zwischenprodukte für die Entstehung und Verbreitung mancher Krankheiten verantwortlich zu machen und es galt der Nachweis der im Wasser gelösten organischen Substanz als Zeichen einer groben Wasserverunreinigung.

Heutzutage wissen wir, daß nicht in der »gelösten organischen Substanz«, vielmehr in den im Wasser vorkommenden pathogenen Bakterien die Krankheitsursache zu suchen ist.

Es spielt daher auch der Nachweis der organischen Substanz im Wasser, welchen der Chemiker mittels der Permanganatmethode feststellt, nur mehr eine untergeordnete Rolle.

Die organischen Substanzen im Wasser können sehr verschiedenen Ursprunges sein und werden vornehmlich durch die diversen Humussäuren repräsentiert.

Diese kommen beispielsweise in reicher Menge in den Moorwässern vor und bilden das Endprodukt der Zersetzung organischer Stoffe. Sie verdanken meist der Oxydation der Kohlehydrate (Zellulose) ihren Ursprung und entstehen aus den abgestorbenen Pflanzenteilen durch Vermoderung.

Die Humussubstanzen bilden wichtige Nahrungsmittel für die Pflanzen und finden sich in den oberen Schichten der Ackererde, im Torfe, faulem Holze und dergleichen. Außerdem bilden sie nicht selten ganz beträchtliche Bodensätze in den Quellenwässern.

Aus diesem geht schon deutlich hervor, daß die »organische Substanz« allein keinen ausschlaggebenden Beweis für eine Verunreinigung der Wässer liefert, da gerade die Quellwässer zu den reinsten Wässern gehören, in welchen wir manchmal vergebens nach einer Flora und Fauna suchen.

Anders jedoch verhält sich diejenige organische Substanz, welche man in den Sielwässern vorfindet und welche meist in den Dejekten

und anderen Abfallstoffen des menschlichen Lebens und Haushaltes ihren Ursprung hat.

Diese enthält viele Stoffe, welche als »fäulnisfähig« angesprochen werden dürfen.

Die fäulnisfähigen Substanzen stellen meist komplizierte organische Verbindungen dar, welche bei ihren Zersetzungen für viele Mikroorganismen, insbesondere für viele Bakterien einen willkommenen Nährboden repräsentieren.

In solchen Wässern, welche fäulnisfähige Stoffe enthalten, wird man, zum Unterschiede von den Quellwässern, eine reiche Fauna und Flora vorfinden. Es sind meist Organismen, welche eben das Vorhandensein von fäulnisfähigen Stoffen voraussetzen.

Ihr Auftreten in solchen Wässern ist ein ständiges und man kann diese Organismen als typische Leitorganismen für eine jeweilige Wasserverunreinigung bezeichnen.

Kolkwitz und Marsson[1]) haben für solche Organismen, welche in Schmutzwässern, also in Wässern, welche reichlich fäulnisfähige Substanzen enthalten, vorkommen, die Bezeichnung »Saprobien«[2]) vorgeschlagen und unterscheiden, je nach dem diese in stark, mäßig oder wenig verunreinigten Wässern vorkommen, die Poly-, Meso- und Oligosaprobien.

Unter Saprobien verstehen sie die Mikroflora, sowie auch die Mikrofauna dieser Wässer insgesamt. Für die ersteren behalten sie den altgebrauchten Ausdruck »Saprophyten«, für die Mikrofauna schlagen sie den Ausdruck »Saprozoen« vor.

Sie wollen weiters für die allgemeine Benennung solcher Organismen, analog wie man von »aëroben« Organismen spricht, die Bezeichnung »saprob« einführen.

Demnach können solche Organismen dann als poly- meso- und oligosaprob bezeichnet werden. Wir wollen uns bei unseren Ausführungen dieser trefflichen Bezeichnung anschließen. Natürlicherweise läßt sich diese Einteilung nicht strenge durchführen, da es viele Organismen gibt, welche sowohl polysaprob, wie auch mesosaprob, oder oligosaprob sein können.

Zum Unterschiede von den Saprobien schlagen Kolkwitz und Marsson für die Bezeichnung der ausschließlich in reinem Wasser vorkommenden Organismen die Bezeichnung »Katharobien«[3]) vor.

Es ist eine bekannte Tatsache, daß ein seinerzeit reines Wasser, welches später irgend welche Schädigungen erlitten hat, so durch

[1]) Kolkwitz und Marsson. Grundzüge für die biologische Beurteilung des Wassers nach seiner Flora und Fauna.«

[2]) σαπρός = faulig.

[3]) Καθαρός = rein.

Verunreinigungen mit Küchen-, Fabriks-, Stall- und anderen Abwässern, unter dem Mikroskope ein ganz anderes Bild zeigt als vorher.

Die für das reine Wasser charakteristischen Organismen verschwinden und an ihrer Stelle begegnet man einer ganzen Schar von anderen Spezien, die mit Vorliebe das schmutzige Wasser bevölkern.

Mitunter kommt es vor, daß die Verschmutzung des Wassers so weit schreitet, daß die grüne Algenvegetation vollkommen abstirbt und an ihre Stelle Pilze treten, ja, daß sogar außer dieser nur ausschließlich für verunreinigtes Wasser charakteristische Organismen zu finden sind.

Man spricht dann von einer Verpestung des Wassers.

Falls die Verunreinigung des Wassers immerfort weiterschreiten würde, so müßte, wie Pettenkofer trefflich sagt, der Ozean längst eine Spüljauche geworden sein. Die Abhilfe der Natur, welche diese einer totalen Verunreinigung, beziehungsweise Verpestung entgegenbringt, ist die sogenannte Selbstreinigung der Flüsse und Wässer überhaupt.

Die Lehre der »Selbstreinigung der Flüsse« scheint von Letheby in England 1869 begründet zu sein, der in diesem Jahre der Royal Commission en Water Supply mitteilte, daß er auf Grund zahlreicher Untersuchungen an englischen Flüssen und Bächen zur Überzeugung gelangt sei, daß das durch städtische Abwässer verunreinigte Flußwasser einige Meilen unterhalb der verunreinigenden Zuflüsse seine ursprüngliche Beschaffenheit wieder erlange.

Die Frage bezüglich dieser Selbstreinigung der Flüsse ist doppelt beantwortet worden, und zwar im entgegengesetzten Sinne.

Man war geneigt, anzunehmen, daß die in verunreinigten Wässern vorkommenden Pilzwucherungen und das reichliche Auftreten von Bakterien die eigentliche Wasserverunreinigung bildet und es wurde die Selbstreinigung der Flüsse durch das Verschwinden dieser im Verlaufe des Flusses erklärt.

Mez[1]) stellt der früher erwähnten Theorie die Behauptung gegenüber, daß sich die Verhältnisse bei der Selbstreinigung der Flüsse gerade umgekehrt verhalten und daß die genannten Mikroorganismen geradezu in erster Linie zur Selbstreinigung der Flüsse beitragen.

Die Bakterien und Pilze sind demnach nicht als eine Verunreinigung der Wässer anzusprechen, sondern bloß als eine die jeweilige Verschmutzung begleitende Erscheinung. »Nicht als Wasserverunreiniger, sondern als Wasserreiniger müssen die Spaltpilze, Wasserpilze u. a. betrachtet werden«, sagt Mez.

[1]) Mez: »Mikroskopische Wasseranalyse.«

Den Vorgang einer Selbstreinigung des Wassers kann man sich in einem Glase veranschaulichen.

Von einer Exkursion haben wir ein recht schmutziges trübes Wasser aus einer kleinen in der Nähe einer Mistgrube befindlichen Wasseransammlung mitgebracht, welches einen penetranten, fauligen Geruch verbreitet.

Selbst in größeren Verdünnungen wird das Wasser durch die Permanganatmethode ein reichliches Vorhandensein von organischer Substanz dokumentieren.

Wenn ein Gefäß mit solchem Wasser einige Tage offen dem Sonnenlichte ausgesetzt bleibt, bildet sich an der Oberfläche ein schillerndes Häutchen, bestehend aus Bakterienkolonien und Schimmelpilzen, die festen Bestandteile sinken allmählich zu Boden und oberhalb des Sedimentes bildet sich eine klare Wasserschichte. Der faulige Gestank, welcher die ersten Tage noch zugenommen hat, verschwindet, und falls wir nun in solchem Wasser nach organischer Substanz suchen, finden wir nur mehr Spuren einer solchen. Diese verschwand. Sie wurde von den darin vorkommenden Mikroorganismen aufgezehrt.

Gerade so wie in unserem Glase geht die Selbstreinigung der Wässer in der Natur vor sich, und wir können als die Hauptfaktoren einer solchen folgende nennen:

Der größte Faktor ist entschieden der Sauerstoff, dem die Rolle zufällt, allerlei organische Stoffe zu oxydieren.

Weiters ist es die natürliche Sedimentierung fester Verunreinigungen, durch welche das darüber befindliche Wasser von diesen befreit wird. Dieses Moment kommt insbesondere bei Flüssen und Bächen in Betracht, wo das durch die Sedimentierung gereinigte Wasser im weiteren Verlaufe bedeutend schneller oxydiert werden kann.

Ein nicht zu unterschätzender Faktor ist weiter das Sonnenlicht nicht nur deswegen, weil es nachgewiesenermaßen auf die Entwicklung mancher Mikroorganismen ungünstig einwirkt, sondern weil es auch eine rasche Sedimentierung wesentlich unterstützt.

Für das fließende Wasser ist weiter für seine Beschaffenheit als ein sehr wichtiges Moment der Verdünnungsgrad des Schmutzwassers durch reines Wasser anzusehen.

Es ist nicht gleichgültig, ob die Schmutzwässer durch einen großen Flußstrom fortgetragen und im Wasser verteilt werden, oder ob sie in einen kleinen Bach einmünden, dessen Wasser sie in kürzester Zeit vollkommen verunreinigen; denn es ist, wie schon früher erwähnt wurde, eine Tatsache, daß das Wasser der Bäche und Flüsse, wenn es noch so verunreinigt ist, nach einer abgelaufenen Strecke gereinigt wird und wieder das normale Aussehen erlangt.

Was die Wasservegetation anbelangt, wurde früher die wasserreinigende Eigenschaft bloß der chlorophyllfreien Vegetation zugesprochen, d. i. den im Wasser lebenden Bakterien, Fadenpilzen u. a., welche, als nicht assimilationsfähig, die organische Substanz verbrauchen, und der Tierwelt, den Infusorien, Würmern, Rädertierchen und Fischen, welche die faulenden Gebilde, seien sie pflanzlicher oder tierischer Abkunft, verzehren.

Später wurde aber durch zahlreiche Versuche mehrerer Forscher nachgewiesen, daß nicht nur den Pilzen, sondern auch den Algen ein großer Anteil an der Wasserreinigung zusteht.

Tatsächlich können auch manche chlorophyllführende phanerogame Gewächse organische Stoffe verarbeiten, z. B. parasitische Pflanzen (Orobanche, Cuscuta), saprophytische Humuspflanzen (Neottia, Monotropa), Insektivoren (Drosera, Utricularia) u. a.

Daß die Fäulnisprodukte beispielsweise auch von den Algen als Nährstoff verwendet werden, dafür spricht das Erscheinen und die üppige Vegetation mancher Algen in Tümpeln, welche mit faulem Wasser gefüllt sind. Die darin befindlichen Oscillaria-Arten, Cladophora, Spirogyra u. a. bringen den besten Beweis dafür.

Es sollen einige vollkommen überzeugende Beispiele angeführt werden:

Die Stärkebildung aus Glyzerin wurde zuerst von Klebs, später von Bokorny[1]) beobachtet, welcher Spirogyra in 0·1 bis 1% Glyzerinlösung setzte und bei Lichtzutritt in kurzer Zeit eine reichliche Stärkezunahme konstatierte.

Klebs hat weiter gezeigt, daß Euglena viridis bei Lichtabschluß mehrere Wochen im faulenden Wasser existieren kann, wodurch ihre Ernährung durch Fäulnisstoffe erklärt wird. Eben diese Spezies ist als eine der widerstandsfähigsten und meistverbreiteten Süßwasserbewohner zu bezeichnen, welche in keiner Wasseransammlung und in keinem Sumpfe fehlen.

Die wasserreinigende Eigenschaft der grünen Vegetation im allgemeinen beruht aber wohl wesentlich darauf, daß sie unter dem Einfluß des Sonnenlichtes aus der Kohlensäure Sauerstoff abscheidet und diesen dem Oxydationsprozesse des Wassers zur Verfügung stellt, bei welcher Arbeit nicht nur die Algen, sondern auch viele andere im Wasser vorkommende Pflanzen beteiligt sind. Zu diesen können gerechnet werden:

Manche Wassermoose, insbesondere die Lebermoose Riccia fluitans und natans, welche in den stehenden Gewässern nicht selten die

[1]) Bokorny: »Einige Versuche über die Abnahme des Wassers an organischer Substanz durch Algenvegetation.«

ganze Oberfläche bedecken, weiter die in manchen Flüssen stellenweise in Massen vorkommende Laubmoose Fontinalis antipyretica u. a. Auch die Wasserfarne, wie Salvinia natans, Marsilia, Isöetes, Pillularia u. a., gehören daher. Von diesen ist speziell die Salvinia hervorzuheben, welche mitunter in ungeheuer großer Menge im Wasser vorkommt und oft den ganzen Wasserspiegel bedeckt. Vornehmlich gehören jedoch hierher viele phanerogame, im Wasser lebende Gewächse, welche als schwimmende, submerse oder Uferpflanzen vorkommen, von diesen speziell die manchmal eine Massenvegetation bildende Batrachium, Callitriche, Lemna, Myriophyllum, Potamogeton, Valisneria, Elodea und viele andere.

Auf die Erfahrungen bauend, welche man bei der Selbstreinigung der Wässer erlangt hat, können wir sagen, daß, je mehr ein Wasser Vegetation enthält, es desto früher von den Verunreinigungen befreit werden kann. Insbesondere die Pilze und manche Algen bilden gerade den reinigenden Bestandteil des Wassers. Es erscheint daher, wie Mez[1]) mitteilt, unzweckmäßig, das Bachbett von Wasserpilzen zu reinigen, da dieselben in den Gewässern nur auf Rechnung der darin vorkommenden Verunreinigungen leben können.

Nach den Erfahrungen, welche wir nun über das Vorkommen der saproben Organismen im Wasser erlangt haben, sehen wir klar, daß eine mikroskopische Untersuchung vor der chemischen den Vorzug hat, daß sie uns das Bild der schon lange Zeit im Wasser herrschenden Verhältnisse angibt.

Bei der chemischen Untersuchung können wir dagegen bloß auf Grund einer Probeentnahme einen Befund mitteilen, der etwa in einer halben Stunde darauf nach der Verunreinigung der Wässer durch Abwässer ein ganz anderes Resultat geliefert hätte.

[1]) Mez: l. c.

II. Spezieller Teil.

Der Inhalt eines Wassersedimentes kann in zwei Teile gruppiert werden, und zwar in den anorganischen und den organischen Teil.

Zu dem ersteren gehören Stoffe, welche dem Wasser entweder eigen sind, wie Kieselsäure, Tonerde, Glimmer, Eisenhydroxyd, Schwefeleisen, kohlensaurer oder schwefelsaurer Kalk, oder solche, die im Wasser unter normalen Umständen nicht vorkommen und daher als Verunreinigungen desselben zu betrachten sind, wie Kohlepartikelchen, Ultramarin u. v. a.

Bezüglich der organischen Bestandteile und organischen Lebewesen läßt sich diese Gruppierung gleichfalls anwenden.

Zu den im Wassersedimente vorkommenden organischen Körpern (organisierten Lebewesen) wird die große Reihe von Mikroorganismen gezählt, welche das Wasser bewohnen, wie Protozoen und manche höher organisierte Tiere, Algen, Pilze u. dgl.

Als Verunreinigungen dagegen werden wir beispielsweise manche Entozoeneier betrachten, ferner organische Materien und Bestandteile, wie Stärkekörner, Muskelfasern und alle anderen organischen Gebilde, welche durch die verschiedensten Abwässer des menschlichen Haushaltes und der Industrie in das Wasser gelangen können.

I. Anorganische Körper.

Von den anorganischen, dem Wasser eigenen Körpern kommen vor allem die **Sandpartikelchen** in Betracht, welche in jedem, noch so reinen Wasser wenn auch manchmal nur in geringen Mengen vorzufinden sind und teils aus reiner Kieselsäure, teils aus Aluminiumsilikaten bestehen.

Die **Kieselsäure** (Taf. I, Fig. 1) bildet unter dem Mikroskope durchsichtige, gewöhnlich vollkommen wasserhelle, selten durch Eisenocker gelblich gefärbte, scharfkantige und stark lichtbrechende Körner oder Splitter, welche gegen alle Säuren resistent sind und durch Glühen keine Veränderung erleiden.

Die gegen Säuren und Glühen sich vollkommen gleich verhaltenden, jedoch meistens bräunlich gefärbten, mehr abgerundeten kleineren Körner sind die **Lehm-** oder **Tonpartikelchen** (Taf. I, Fig. 2).

Glimmerschüppchen (Taf. I, Fig. 3) kommen mitunter auch im Wasser in größerer Menge vor und sind manchmal schon mit freiem Auge als glänzende Stäubchen kenntlich.

Sie bestehen unter dem Mikroskope aus einfachen oder aufgelagerten dünnen, unregelmäßig eckigen und durchsichtigen Blättchen, welche gewöhnlich ganz farblos sind oder durch schwach gelblich gefärbte Körnchen (Eisenocker u. a.) bedeckt erscheinen.

Glimmer ist ebenfalls gegen Säuren resistent.

Einer der häufigsten im Wassersedimente vorkommenden Körper ist das **Eisenhydrat** (Eisenhydroxyd, Ocker. — Taf. I, Fig. 4). Es bildet rostfarbige Flocken oder Körnchen, durch welche manche im Wasser vorkommenden Pilze (Crenotrix, Leptothrix, Gallionella u. a.) inkrustiert werden.

Nach Zusatz von Salzsäure wird das Eisenoxydhydrat gelöst und gibt mit Ferrocyankalium die Eisenreaktion (blaue Färbung), welche sich unter dem Mikroskope schön verfolgen läßt.

Schwefeleisen (Taf. I, Fig. 5) bildet schwarze, meist runde und zusammengehäufte Körnchen, welche nach Zusatz von Mineralsäuren unter Entwicklung einer schwachen Gasbildung (Schwefelwasserstoff) aufgelöst werden.

Kohlensaurer Kalk (Kalziumkarbonat. — Taf. I, Fig. 6) ist eine häufige Erscheinung in Wassersedimenten und bildet gewöhnlich durchsichtige, unregelmäßig geformte Körner, welche in verdünnter Schwefelsäure unter Entwicklung von Gasblasen (Kohlensäure) in Lösung gebracht werden. Nach einiger Zeit krystallisiert der sich dabei bildende schwefelsaure Kalk in Nadeln aus, welche meist zu Rosetten geformt sind (Taf. I, Fig. 7).

In Wässern, welche sehr reich an kohlensaurem Kalk sind, kann es geschehen, daß derselbe in offenen Proben durch Entweichen der Kohlensäure an der Wasseroberfläche zur Krystallisation gelangt und dann ebenfalls, nachdem die gebildeten Häutchen zu Boden gesunken sind, im Sedimente vorgefunden wird.

Schwefelsaurer Kalk (Gips, Kalziumsulfat) kommt in Sedimenten selten vor, da er, wenn auch sehr schwer, immerhin im Wasser löslich ist. Mikroskopisch ist er den Körnchen des kohlensauren Kalkes sehr ähnlich, unterscheidet sich jedoch von jenem durch seine Unlöslichkeit in Schwefelsäure.

In wohl ausgebildeten Nadeln (Taf. I, Fig. 7) ist der schwefelsaure Kalk im Wassersedimente äußerst selten.

II. Organisierte Körper.

1. Pflanzliche Bewohner.

Zu den pflanzlichen Bewohnern der Wassersedimente, welche bei unseren Untersuchungen in Betracht kommen, gehören die Pilze und Algen.

Von den überaus zahlreichen Mikroorganismen, welchen man bei den mikroskopischen Untersuchungen begegnet, kommen behufs Verwertung für die hygienische Beurteilung verhältnismäßig nur wenige in Betracht.

Die frühere Einteilung dieser Pflanzen in Pilze und Algen ist entwicklungsgeschichtlich unhaltbar und es sollen hier diese Pflanzen eingeteilt werden wie folgt:[1])

I. Schizophyta — Spaltpflanzen.

Die Spaltpflanzen sind einzellige Organismen von kugeliger oder länglicher Gestalt, deren Zellen einzeln vorkommen oder zu Cönobien[2]) verbunden sind. Bei den einfachsten Formen findet noch keine Differenzierung des plasmatischen Körperinhaltes statt. Bei den höher organisierten Formen kommt eine solche Differenzierung in bescheidenem Maße zur Geltung.

Der Zellinhalt ist bald farblos, bald rosa gefärbt (Spaltpilze — Schizomycetes), bald mehr oder weniger blaugrün (Schizophyceae — Spaltalgen).

Was ihre Entwicklung anbelangt, stehen die Spaltpflanzen auf der niedrigsten Stufe.

Ihre Vermehrung erfolgt, wie schon der Name sagt, durch Spaltung (Zweiteilung) der Zellen.

Den Spaltpilzen wie auch den Spaltalgen fehlt jedwede Art einer geschlechtlichen Fortpflanzung.

1. Schizomycetes — Spaltpilze (Bakterien).

Die Spaltpilze »die winzigen Tyrannen und Titanen der Schöpfung«, wie sie Kalberlah und Schönichen[3]) in ihrem Werke nennen, sind überall verbreitet. Luft, Erde und Wasser beherbergen eine ungeheuere Anzahl von Spaltpilzen.

[1]) In der Gliederung der pflanzlichen Wasserbewohner wurde fast durchwegs die von Wettstein in seinem »Handbuch der systematischen Botanik« eingeführte Einteilung befolgt.

[2]) Cönobien = Zu Familien geordnete Zellen.

[3]) K. Sch. Eyfert: »Die einfachsten Lebensformen.«

Diese sind stets einzellige Organismen, welche entweder einzeln (Taf. I, Fig. 12, 13, 14, 15) oder in Cönobien verbunden vorkommen (Taf. I, Fig. 8, 9, 10, 11).

Die Cönobien stellen meist faden-, tafel- oder klumpenförmige Körper dar.

Sämtliche Organismen eines Cönobiums erscheinen einander vollkommen gleichgestellt, nur bei den höher entwickelten Spaltpilzen ist eine Differenzierung in basale und Fadenzellen schon angedeutet (Taf. I, Fig. 22).

Die Spaltpilze sind von außerordentlicher Kleinheit (manche der kleinsten messen 0·1 μ) und es ist daher nicht zu wundern, daß man bezüglich ihrer Stellung im Pflanzenreiche lange nicht im klaren war.

Seit ihrer Entdeckung durch Leeuwenhoek, wurden die Bakterien dem Thierreiche zugerechnet; erst als es Perty[1]) (1852) gelang, die Sporen der Spaltpilze aufzufinden, war man geneigt, dieselben dem Pflanzenreiche einzuverleiben. Perty ist also der endgültige Beweis für die Pflanzennatur der Bakterien zu verdanken.

Die Bakterien besitzen eine aus Eiweiß gebaute Membran, welche die Neigung besitzt, in ihren äußersten Schichten zu verschleimen, wodurch dann die verschieden gestalteten (klumpige, häutige, schleimige oder fadenförmige) Massen (Zoogloea) entstehen. Solche Zoogloeen können wir beobachten in fauligen Flüssigkeiten. Bald überziehen sie die Oberfläche der Flüssigkeit (einer Spüljauche oder eines Aufgusses) in Form eines schillernden Häutchens, oder schwimmen als kleine Flocken oder Fäden in derselben umher. Die meisten derselben sind in den untersten Schichten solcher Flüssigkeiten aufzufinden.

Der Zellinhalt der Spaltpilze erscheint meist vollkommen gleichartig (homogen) und es besteht keine Differenzierung des Plasma (Urplasma — Archiplast). Hie und da findet man im Zelleibe außerordentlich kleine Körperchen, welche zufolge ihrer Eigenschaft, die Farbstoffe schnell aufzuspeichern, als Chromatinkörner bezeichnet werden (Abb. 40, Fig. 1). Diese Körperchen gaben wiederholt Anlaß dazu, für Zellkerne gehalten zu werden.

Im Zellinhalte mancher Bakterien (Schwefelbakterien), s. u., befinden sich sehr stark lichtbrechende Schwefelkörnchen (Taf. I, Fig. 10, 12, 23).

Die Vermehrung der Spaltpilze erfolgt meist durch Zellteilung, welche bei günstigen Lebensbedingungen außerordentlich rasch vor sich geht.

Bei Eintritt ungünstiger Lebensbedingungen bilden viele Arten endogene (im Zelleibe entstehende) Sporen (Abb. 40, Fig. 2 u. 3), welche sich durch ihre ungemeine Resistenz auszeichnen und den

[1]) Perty: »Zur Kenntnis kleinster Lebensformen.«

Charakter der Dauersporen, wie wir sie bei den Schizophyceen sehen werden, darstellen.

Die Bildung solcher Dauersporen erfolgt derart, daß sich das Plasma unter Wasserverlust stark zusammenzieht und daraufhin von einer stark lichtbrechenden Membran umgeben wird.

Bei höher organisierten Spaltpilzen (s. u. Chlamydobacteriaceae) erfolgt die Vermehrung auch durch die aus der Scheide austretenden Einzelzellen (Taf. I, Fig. 22).

Abb. 40. Schizomyceten (Bakterien).

1. Bacillus butyricus mit ausgefärbten Chromatinkörnern 2000×
2. Bacillus subtilis, fadenbildend, mit Sporen 1000×
3. Bacillus tetani, sporenbildend 1000×
4, 5, 6, 7. Bakterien mit ausgefärbten Geißeln
8. Streptococcus mesenterioides 1000×
9. Streptococcus roseus 400×
10. Lampropedia hyalina 600×
11. Lampropedia rosea 400×
12. Thiodyction elegans, Stückchen des Netzes 400×
13. Rhabdochromatium roseum 450×
14. Spirillum tenue 1000×
15. Spirillum sanguineum 250×
16. Thiothrix nivea: *a*) Fadenende mit Stäbchen-Konidienabschnürung; *b*) junger Faden an einem Ende festsitzend 400×

(1 nach Nadson, 2—7 nach Migula, 8 nach van Tieghem, 10 nach Kirchner, 15 nach Kalberlah; alle anderen Figuren nach Winogradsky.)

(Fig. 1—8 aus Wettstein, 9, 12, 13, 16 aus Eyfert.)

Bei einigen Spaltpilzen ist auch die Bildung der sogenannten Arthrosporen bekannt. Diese erfolgt durch Umbildung einer vegetativen Zelle zur Dauerspore.

Die Spaltpilze zeigen mitunter eine sehr lebhafte Beweglichkeit, welche sich durch Umherschießen oder schraubenartige Bewegung derselben kundgibt. Solchen Spaltpilzen dienen als Bewegungsorgane die von der Zellmembran ausgehenden außerordentlich feinen Proto-

plasmafäden, welche in verschiedener Anzahl meist an einem oder an beiden Körperenden aufsitzen, oder auch eine unregelmäßige Verteilung aufweisen (Abb. 40, Fig. 4—7).

Ein sehr gutes Auge ist imstande, die Geißeln der großen Bakterien (Chromatium Okeni u. a. — Taf. I, Fig. 12) bei sehr starken Vergrößerungen noch wahrzunehmen, sonst sind die Geißeln unsichtbar und können erst durch gewisse Färbungsmethoden (Beizen) sichtbar gemacht werden (Taf. I, Fig. 13, 14, 15).

Spaltpilze, welche keine Geißeln besitzen (also sonst gänzlich unbewegliche Arten), zeigen unter dem Mikroskope die bekannte tanzende Bewegung aller in Flüssigkeiten suspendierten kleinen Partikelchen (Brownsche Molekularbewegung).

Die Gattung Spirochaete (Taf. I, Fig. 16) besitzt einen weichen (flexilen) Körper und zeigt eine schlängelnde Bewegung.

Beggiatoa-Arten (Taf. I, Fig. 23, s. u.) sind durch eine eigentümliche Bewegung ausgezeichnet, welche am besten eine »pendelnde« genannt werden kann, außerdem drehen sich häufig die Fäden spiralig ein und strecken sich nachher wieder langsam aus.

Die Art des Vorkommens der Bakterien ist von ihrer Lebensweise abhängig. Die Bakterien sind, wie die Pilze überhaupt, durch den Mangel an Chlorophyll gekennzeichnet und vermögen daher nicht, den Kohlenstoff der Luft zu assimilieren.

Die meisten Spaltpilze ernähren sich von organischen Kohlenstoffverbindungen, welche sie entweder dem lebenden Organismus entnehmen (Parasiten) oder von den Zerfall-, beziehungsweise von den Ausscheidungsprodukten desselben (Saprophyten).

Zu den ersteren zählen viele derjenigen Spaltpilze, welche im lebenden Organismus viele ernste Erkrankungen hervorrufen und welche man mit dem Kollektivnamen »pathogene Schizomyceten« (pathogene Bakterien) belegt hat. Viele andere dieser Mikroorganismen bewirken im lebenden Organismus, sowie auch außerhalb desselben, chemische Umsetzungen verschiedenster Natur (Fäulnis-, Gährungs- und andere Erscheinungen), und heißen dann, zum Unterschiede von den ersteren, zymogen.

Zu den zymogenen Spaltpilzen gehören viele Arten, bei welchen die Umsetzung der organischen Stoffe unter gleichzeitiger Ausscheidung auffallend gefärbter Farbstoffe vor sich geht. Solche Spaltpilze werden als »chromogen« bezeichnet (Bacillus prodigiosus u. v. a.), anderen wieder kommt die Eigenschaft zu, nachts ähnlich dem Phosphor zu leuchten (photogene Spaltpilze).

Die Produkte der chemischen Umsetzung durch die zymogenen Bakterien sind die Enzyme, durch die pathogenen die Toxine.

Zu den wichtigsten Umsetzungen, welche die Spaltpilze in der Natur bedingen, gehört die sogenannte »Nitrifikation des Bodens«. Diese beruht darauf, daß diese Bakterien eine Harnstoffgährung (im Dünger) einleiten, wobei sie die stickstoffhaltigen Verbindungen des Harnes in kohlensaures Ammon überführen. Das letztere wird weiter durch andere Bakterien (Nitritbakterien) in salpetrige Säure und zuletzt (durch Nitratbakterien) in Salpetersäure umgewandelt.

Es gibt mehrere Bakterienarten, welche den Stickstoff der Luft aufzuspeichern imstande sind und diesen dann assimilierenden Pflanzen als Nahrungsmittel abtreten.

Solche Bakterien leben entweder im Boden (Clostridium Pasteurianum) oder in den Wurzelknöllchen der Leguminosen, und anderen Pflanzen (Bacillus radicicola). Darauf beruht die bekannte Eigentümlichkeit der Leguminosen, daß sie imstande sind, den Boden stickstoffreich zu machen.

Von besonderem Interesse in bezug auf ihren Stoffwechsel sind die verschiedenen Schwefel- und Eisenbakterien.

Die ersteren beanspruchen zu ihrem Fortkommen bedeutende Mengen Schwefelwasserstoff, die letzteren können ohne Vorhandensein von Eisen im Wasser nicht gedeihen.

Einige für die Beurteilung des Wassers wichtige Schwefel- und Eisenbakterien werden später eingehender besprochen.

Wie die Spaltpilze einerseits zu Vermehrung und ihrem Wachstum das Vorhandensein von Nährstoffen beanspruchen, verlangen sie anderseits das Fehlen derjenigen Stoffe, welche ihrer Entwicklung hinderlich wären.

Außerdem ist zur Entwicklung der Spaltpilze ein gewisser Grad von Feuchtigkeit, genügender Sauerstoffzutritt und entsprechende Temperatur notwendig.

Die Temperaturgrenzen, innerhalb welcher das Wachstum der einzelnen Bakterienarten am besten gedeiht, liegen weit auseinander (von 0—50° C). Viele Spaltpilze können noch bei viel höherer Temperatur als 50° C wachsen.

Ein jedes Bakterium zeigt bei gewisser Temperatur (Temperaturoptimum) die intensivste Teilung, wogegen eine Erhöhung, beziehungsweise Erniedrigung der Temperatur ungünstig einwirkt.

Bei Überschreiten des Maximums, resp. Minimums der nötigen Temperatur tritt die Wärme-, beziehungsweise Kältestarre ein.

Die beiden Temperaturextreme wirken jedoch auf die Bakterien nicht tötend, sondern es wird bloß die Entwicklung gehemmt.

Um dieselben abzutöten, sind meist viel höhere Temperaturunterschiede notwendig.

Was das Bedürfnis nach Sauerstoff anbelangt, werden die Spaltpilze in Aërobionten und Anaërobionten eingeteilt. Für die ersteren ist das Vorhandensein von Sauerstoff eine Lebensbedingung, die letzteren können dagegen auch bei Luftabschluß (ohne Sauerstoff) gedeihen.

Die sogenannten obligaten Anaërobionten gedeihen überhaupt nur unter Sauerstoffabschluß.

Aus dem eben Gesagten, daß die Spaltpilze einen gewissen Grad Wärme, Feuchtigkeit, Sauerstoffes und eines günstigen Nährsubstrates bei sonstiger Abwesenheit solcher Stoffe, welche für ihre Weiterentwicklung hinderlich sind, benötigen, geht folgendes hervor:

Man kann sowohl durch Entziehen der günstigen Faktoren Wärme, Feuchtigkeit und Sauerstoffes, als auch durch Kochen, Glühen, Luftabschluß, Austrocknen und vor allem durch die Anwesenheit solcher Körper, welche auf die Bakterien als Gifte einwirken (bakterizide Körper) die Abtötung der Spaltpilze herbeiführen.

Darauf beruht die Sterilisierung, Antisepsis und Desinfektion.

Manche der Spaltpilze sind von solcher Kleinheit (die kleinsten bis jetzt bekannten etwa 0·1 μ), daß zu ihrer Erkennung eine einfache mikroskopische Untersuchung nicht genügt und man daher zu diversen Methoden Zuflucht nehmen muß.

Diese sind vornehmlich das Färben der Bakterien (Tinktion) und die Herstellung sogenannter Reinkulturen.

Das Auffinden, Züchten und Erkennen der Bakterien erfordert große technische Fertigkeit, ein zu diesem Zwecke eingerichtetes Laboratorium und nimmt außerordentlich viel Zeit in Anspruch.

Die bisherigen Erfolge der bakteriologischen Wasseruntersuchung hinsichtlich des Vorkommens von pathogenen Bakterien im Wasser sind noch wenig befriedigend. Überdies können die Bakterien, trotzdem sie das Vorhandensein von Feuchtigkeit voraussetzen, nur zum geringen Teile als typische Wasserbewohner angesehen werden. Manche von ihnen kommen normal in den Abwässern verschiedenster Provenienz vor, andere dagegen sind bloß als vorübergehende Gäste derselben anzusehen.

Solche Gäste sind insbesondere die parasitischen und pathogenen Bakterien, wie Typhusbazillen, Choleravibrionen, Eiterbakterien u. v. a., welche keine Wasserbewohner sind, wohl aber eine Zeitlang im Wasser vegetieren können. Sie gehen im Wasser bald zugrunde.

Hier sollen nur einige der größeren Bakterien erwähnt werden, welche man bei einer Wasseruntersuchung ohne besondere Kautelen (Färbungs- und Züchtungs-Methoden) verfolgen kann, und welche meist in Sumpfwässern und faulendem Wasser vorkommen.

Diese müssen als typische Wasserbewohner gelten.

Die systematische Einteilung der Spaltpilze ist zur Zeit nicht einheitlich durchgeführt. Hier soll die von Migula[1]) eingeführte Einteilung folgen:

1. Zellen nicht fadenförmig:
   I. Einzelzellen entweder vollkommen kugelrund oder höchstens eiförmig. Teilung nach 1, 2 oder 3 Richtungen des Raumes erfolgend:
   Coccaceae (Kugelbakterien).
   II. Einzelzellen zylindrisch, gerade, ohne Scheide, Teilung nur nach einer Richtung des Raumes:
   Bacteriaceae (Stäbchenbakterien).
   III. Einzelzellen zylindrisch, gekrümmt, ohne Scheide, Teilung nach einer Richtung des Raumes:
   Spirillaceae (Schraubenbakterien).
2. Zellen fadenförmig:
   I. Einzelzellen von einer gemeinsamen festen Hülle (Scheide) umgeben. Teilung in 1 bis 3 Richtungen des Raumes:
   Chlamydobacteriaceae (Scheidenbakterien).

II. Einzelzellen ohne Scheide. Teilung nach einer Richtung des Raumes. Zellinhalt mit Schwefelkörnchen:
Beggiatoaceae (Schwefelbakterien).

I. Familie: Coccaceae (Kugelbakterien).

1. Cönobien in einer festen Gallertkapsel eingeschlossen:
   Ascococcus (Gallertkokken).
2. Cönobien ohne Gallertkapsel, frei:
   I. Teilungen stets nur in einer Richtung erfolgend, Cönobien daher kettenförmig:
   Streptococcus (Kettenkokken).
   II. Teilungen nach mehr als einer Richtung des Raumes:
   a) Teilung nach zwei Richtungen. Cönobien daher tafelförmig:
   Lampropedia (Tafelkokken).
   b) Teilung nach drei Richtungen:
   α) Cönobien in regelmäßigen Paketchen, ballenförmig:
   Sarcina (Paketkokken).

[1]) Migula: »Das System der Bakterien.«

β) Cönobien in unregelmäßigen Haufen:

* Die Zellhaufen bilden kompakte Massen:

Micrococcus (Kokken).

** Die Zellhaufen bilden im Alter gallertartige, zerrissene Hohlkugeln von rosa Farbe:

Lamprocystis (Rote Wasserblüte).

Ascococcus Billrothii Cohn (Taf. I, Fig. 8). Besteht aus kleinen, zu kompakten, bis 200 μ breiten Haufen gelagerten und von einer Gallertmasse umschlossenen Zellen.

Bildet rahmartige, weißgelbe, einen Käsegeruch verbreitende Überzüge auf faulenden Flüssigkeiten. Er wurde zuerst von Billroth auf faulendem Fleischwasser beobachtet. Polysaprob.

Streptococcus Billr.

Hier sind speziell zwei interessante Spezies zu erwähnen. Es ist der Str. (Leuconostoc) mesenteroides Mig. — Froschlaichpilz — (Abb. 40, Fig. 8), welcher mit einer dicken Gallerthülle umgeben ist und in der Melasse die sogenannte Dextrangährung hervorruft. Derselbe ist die Ursache der Zuckerfabrikskalamitäten, indem er imstande ist, in der kürzesten Zeit große Quantitäten des Rübensaftes in eine wertlose Gallerte umzuwandeln..

Str. roseus Win. (Amoebobacter. ros. Win. — Abb. 40, Fig. 9) Bildet ansehnlich große, hellviolett gefärbte Familien, welche, ähnlich den Amöben, auf der Unterlage herumkriechen. Es ist wohl unentschieden, ob der Amoebobakter mit den später beschriebenen roten »Schwefelbakterien«, sowie auch diese untereinander in näheren Beziehungen stehen und nicht verschiedene Entwicklungsstadien eines oder mehrerer Bakterien darstellen.

Lampropedia Schröter.

An die Gattung Merismopedia der Schizophyceen erinnernder Spaltpilz.

Lampr. ochracea Mettenheimer. Gehört zu den Eisenbakterien. Ihre Zellkomplexe erscheinen von einer Eisenoxydhülle umgeben; sie kommt in eisenhältigen Wässern mit Leptothrix ochracea und Gallionella ferruginea in Gesellschaft vor.

Lampr. hyalina Schröt. (Abb. 40, Fig. 10) Bildet farblose, bis 18 μ breite Tafeln aus 4 bis 16 regelmäßig zusammengestellten Zellen. In Sumpfwässern und Zuckerfabriksabwässern häufig.

Lampr. rosea Win. (Thiopedia ros. Win. — Abb. 40, Fig. 11) Kommt unter anderen Schwefelbakterien in schwefelwasserstoffhaltigen Wässern vor. Sie bildet rosa gefärbte Zellen, welche Schwefelkörnchen enthalten und in regelmäßig angeordneten, von einer Gallertmembran umgebenen Familien vorkommen.

Sarcina Goodsir.

S. palludosa Schröt. (Taf. I, Fig. 9.) Zellen farblos, stark lichtbrechend, bis zu 64 Zellen im Pakete. Besonders in Zucker- und Stärkefabriksabwässern. Mesosaprob.

S. rosea Schröt. (Thiosarcina rosea Win.) Gehört zu den Schwefelbakterien, bildet Kolonien, welche bis zu 16 Zellen im Verbande führen. Rosenrot gefärbt. In schwefelhaltigem Wasser, sowie in Fabriksabwässern.

Micrococcus Cohn.

Von den Kokken sind sehr viele in Wässern vorhanden. Sie sind jedoch ohne besonderes Kulturverfahren unbestimmbar. Eine der größten Spezies, welche schon bei der mikroskopischen Untersuchung auffällt, ist

M. ruber (Win.) Mig. (Thiopolycoccus ruber Win.) Es ist ein durch seine rote Farbe auffallendes Schwefelbakterium, dessen Zellen 1—2 μ groß sind. (Der rote Farbstoff wird unter dem Namen »Bakteriopurpurin« von anderen roten Pflanzenfarbstoffen unterschieden und kommt bei mehreren später angeführten roten Schwefelbakterien vor.) Von besonderem Interesse erscheint der manchmal in Kanalwässern vorkommende Erreger des Wundeiters M. pyogenes aureus Schröter (Micr. aureus der Autoren), der die Harnstoffgährung hervorrufende M. ureae Leube und der durch die lebhafte Phosphoreszenz seiner Kolonien ausgezeichnete M. phosphorescens.

Lamprocystis.

Lamprocystis roseo persicina Schröt. (Taf. I, Fig. 10) Dieser Spaltpilz erinnert in seinem Baue an die Algenart Clathrocystis. In schwefelwasserstoffhaltigem Wasser, besonders in Abwässern. In Sümpfen auf faulen Algen eine pfirsichrote »Wasserblüte« bildend. Besteht aus ungefähr 2 μ breiten, mit Schwefelkörnchen gefüllten Zellen zusammengebauten, zuerst soliden, dann zu hohlen oder netzförmigen, bis 600 μ großen, mit Gallerte verbundenen Familien. Polysaprob.

Marsson[1]) hat die L. r. häufig in Fischteichen mit keinem oder geringem Zufluß und Abfluß am Grunde der sich zersetzenden Pflanzenteile oder in der Nähe von Fischleichen vorgefunden.

II. Familie: Bacteriaceae.

1. Cönobien in einer festen, scharf abgegrenzten Gallerthülle rosa gefärbt:
   Cystobacter.
2. Ohne Gallerthülle:
   I. Zellen rosa gefärbt:
      a) Zu Cönobien vereinigt:
         Thiodictyon.
      b) Zellen lose, nicht vereinigt:
         α) Zellen zylindrisch oder elliptisch:
            Chromatium.
         β) Zellen stäbchen- oder spindelförmig:
            Rhabdochromatium.

[1]) Marsson: »Die Abwässerflora und Fauna einiger Kläranlagen etc.«

II. Zellen farblos:

Bacillus.

Cystobacter Schröter.

Cystobacter fuscus Schröter. In einer Gallerthülle von fester Außenhaut befinden sich darmartig verschlungene Stäbchen oder Fäden. Die Komplexe sind fleischrot, etwa doppelt so lang als breit (60 μ/30 μ), später bräunlich gefärbt. In schwefelwasserstoffhaltigem Wasser, sowie in Schmutzwässern. Polysaprob.

Thiodyction Win.

Th. elegans Win. (rotes Wassernetz. — Abb. 40, Fig. 12) Besteht aus roten Zellen, welche etwa 1·7 μ dick und 5 μ lang sind (vor der Teilung etwa doppelt so lang) und welche, sich mit ihren Enden berührend, netzartige Kolonien bilden, welche einem kleinen Hydrodyctionnetze ähnlich gebaut erscheinen. Unter anderen Schwefelbakterien in schwefelwasserstoffhaltigen Wässern. Häufig.

Chromatium Perty.

Eines der häufigsten Chromatien ist:

Chr. Okeni (Ehrbg) Perty (Taf. I, Fig. 12. – Schwefeltönnchen). Dieses hochinteressante Bakterium wurde häufig zu den Monaden (Flagellaten) gerechnet. Es ist 8—15 μ lang und ungefähr 6 μ breit, rosa gefärbt, mit einer Geißel. Im Innern des Körpers schließt es mehrere stark lichtbrechende Schwefelkörnchen ein. Es ist die gewöhnlichste Erscheinung unter den roten Schwefelbakterien. In schwefelwasserstoffhaltigem Wasser sehr häufig. Polysaprob.

Rhabdochromatium Win.

Unterscheidet sich von der vorigen Art bloß durch den mehr stäbchen- oder spindelförmigen Bau der Zellen. Als Repräsentant dieser Gattung sei hier

Rh. roseum (Cohn) Win. (Abb. 40, Fig. 13) angeführt.

Dieses bildet etwa 15—30 μ lange, 3—7 μ dicke, rosenrot gefärbte, meist dicht mit Schwefelkörnchen erfüllte Zellen. Unter anderen Schwefelbakterien in schwefelwasserstoffhaltigen Wässern.

Bacillus (inkl. Bakterium und Pseudomonas).

Einzelzellen zylindrisch, gerade, kurz oder länger stäbchenförmig, ohne Scheide. Die Teilung erfolgt nach einer Richtung des Raumes. Hieher gehören überaus zahlreiche Arten, welche ohne Kulturmethoden nicht zu unterscheiden sind.

Bacterium. Ohne Geißeln. Unter den Bakterien sind sehr viele pathogene Arten vertreten. Einige der wichtigsten sollen hier angeführt werden. Es sind: B. anthracis (Milzbrand), B. diphtheritidis (Diphtheritis), B. leprae (Aussatz), B. pestis (Beulenpest), B. pneumoniae (Pneumonie), B. tuberculosis (Tuberkulose).

Von den nichtpathogenen gehören hieher:

B. aceticum, welches als Hauptbestandteil der sogenannten »Essigmutter« in den alkoholhaltigen Flüssigkeiten die essigsaure Gärung hervorruft.

B. acidi lactici, die Milchsäuregärung in der Milch veranlassend (sauere Milch).

B. ureae. Bedingt die Spaltung des Harnstoffes in Kohlensäure und Ammoniak im Harne. Ein häufiger Gast in den Kanalwässern u. v. a.

Bacillus. Mit auf dem ganzen Körper zerstreuten Geißeln.

Zu den wichtigsten pathogenen Arten gehören:

B. carbonis (Rauschbrand), B. suicida (Schweineseuche), B. tetani (Starrkrampf), B. typhi (Unterleibstyphus).

Von den nichtpathogenen gehören hieher:

B. coli. Ein Bewohner des menschlichen und tierischen Darmtraktes, dessen Nachweis bei der bakteriologischen Untersuchung des Wassers eine wichtige Rolle spielt.

B. butyricus. Die Buttersäuregärung und die hiedurch bedingte Fällung des Kaseins verursachender Spaltpilz.

B. Megatherium. Ein in faulendem Wasser sowie in faulenden Flüssigkeiten überhaupt vorkommender Bacillus (bis 10 μ lang) manchmal zu Ketten vereinigt und durch die eigentümliche wackelnde Bewegung auffallend.

Pseudomonas. Geißeln polar.

Ps. (Bacterium) pyocyaneum. In Eiter, Fäces. Ursache des sogenannten blauen Eiters.

Ps. (Bacterium) syncyaneum. Ursache der blauen Milchfärbung.

Viele zu den Bakterien und Bazillen zählende Arten zeichnen sich durch die Produktion verschiedener Farbstoffe aus, durch welche dann ihre Kulturen gefärbt erscheinen, so das Bacterium indigoferum, violaceum, lateritium, roseum, miniaceum u. v. a.

III. Familie: Spirillaceae.

Die zu den Spirillaceen gehörenden Spaltpilze zeichnen sich durch ihre schraubenartig gekrümmte Gestalt aus. Die Schraubenbakterien gehören zu den in faulenden Wässern am häufigsten vorkommenden Arten. Sie fallen bei den mikroskopischen Untersuchungen durch ihre außerordentlich lebhafte, schraubenartige Beweglichkeit sofort auf. Diese wird mittels der an den beiden Enden (polar) angebrachten Geißeln verursacht.

1. Zellen in scharf abgegrenzter Gallerthülle:

Myconostoc (Gallertschraubel).

2. Zellen ohne Gallerthülle:

I. Zellen kurz, meist nur schwach gebogen (kommaartig): Microspira (Kommabazillus).

II. Zellen länger, schraubenartig gewunden:

a) Zellen verhältnismäßig kurz, starr, mit polaren Geißelbüscheln: Spirillum (Wasserschraubel).

b) Zellen lang (mit vielen Schraubengängen) biegsam (flexil): Spirochaete (Spiralfädchen).

Myconostoc Cohn.

M. gregarium Cohn (Taf. I, Fig. 11.). Bildet etwa 10—17 μ große Gallertkugeln, in welchen sich einige farblose, etwa 2 μ breite, durcheinander geschlungene Fäden befinden. Im Sumpfwasser, fauligem Wasser, sowie auch in verpesteten Wasserläufen, besonders im Herbst und Winter. Polysaprob.

Microspira Schröter.

Zu der Microspira gehören einige ohne Kulturen überhaupt nicht unterscheidbare Formen. Hieher gehört die M. Comma Schröter (Spirillium Cholerae Flügge), der bekannte Erreger der Cholera asiatica, welcher durch das mit Choleradejekten verunreinigte Wasser weiter verschleppt wird und durch den Genuß eines solchen Wassers die weitere Erkrankung veranlaßt.

Spirillum Ehrbg.

Die meisten Spirillen gehören zu den typischen Saprobien und kommen in Wässern vor, welche reich sind an faulenden organischen Substanzen. Viele von ihnen sind durch Bakteriopurpurin rot gefärbt und gehören zu den Schwefelbakterien.

Im Zelleibe dieser findet man häufig wie in anderen Schwefelbakterien außerordentlich kleine, stark lichtbrechende Körnchen ausgeschiedenen Schwefels vor.

Zu den häufigsten in Schmutzwässern vorkommenden Spirillen gehören:

Spir. Rugula Winter. Zellen etwa 0·5—2·5 μ dick, kurz, halbkreisförmig.

In faulenden Wasserproben und Abwässern gemein. Nach Prazmowski bewirkt Spir. Rugula eine energische Zersetzung der Zellulose. Mesosaprob.

Spir. serpens Winter (Taf. I, Fig. 13). 10—30 μ lange Schrauben mit 3—4 wellenförmigen Windungen, später zu langen, sehr schwach gewellten Fäden auswachsend. Lebhaft beweglich oft in dichten

Schwärmen in stagnierenden Flüssigkeiten. In Sumpfwässern häufig. Mesosaprob.

Spir. Undula Ehrbg. (Taf. I, Fig. 14) 1—1·5 μ dicke, zu 5 μ hohen Schrauben heranwachsende Zellen mit $^1/_2$—6 Umgängen.

Rasche, gleichzeitig drehende und schießende Bewegungen ausführend. Häufig in faulem Wasser. Mesosaprob.

Spir. volutans Ehrbg. (Taf. I, Fig. 15) Gehört zu den größten Spirillen. Es bildet 30—50 μ lange, 2·5 μ dicke Schrauben mit 3—5 Umgängen von 10—15 μ Höhe.

Bald beweglich, bald unbeweglich. In Sumpfwässern, schwefelwasserstoffhaltigem Wasser und unreinen Fabriksabwässern, gerne mit Beggiatoa vergesellschaftet. Polysaprob.

Spir. tenue Ehrbg. (Abb. 40, Fig. 14) Gleicht dem Spir. Undula, ist jedoch zierlicher. Schraubenlänge 4—15 μ, zu 1—5 Windungen von 2—3 μ Höhe. Oft in dichten Schwärmen in Pflanzenaufgüssen, ebenfalls in Abwässern. Mesosaprob.

Von den gefärbten Arten sind Spir. sanguineum (Ehrbg.) Cohn und Spir. serpens Perty zu erwähnen.

Spir. sanguineum Cohn. (Abb. 40, Fig. 15) Bildet etwa 10—30 μ lange und 2—3 μ breite Schrauben; Schraubengänge 9—12 μ hoch und 5—10 μ breit. Zellen blaßrosa gefärbt; ziemlich selten.

Spir. rufum Perty. Bildet 8—16 μ lange, 1—1·2 μ breite Schrauben mit 1—4 Windungen von ungefähr 5 μ Höhe.

Viel häufiger als die vorhergehende Art. Es bildet blutrote Wolken oder purpurne bis rostbraune Schleimüberzüge zwischen Algen. In stark verunreinigten oder schwefelwasserstoffhaltigen Wasserproben. Polysaprob.

Spirochaete.

Spir. plicatilis Ehrbg. (Taf. I, Fig. 16) Ähnelt dem Spirillum, besteht jedoch aus bedeutend längeren, bis 200 μ langen und 0·5 μ breiten, biegsamen Zellen mit sehr vielen oft geschlängelten Windungen. Außerordentlich rasch beweglich. In Rinnsteinen und Abwässern, insbesondere in Wässern, welche faulende Algen, vornehmlich Spirogyren enthalten, häufig. Mesosaprob.

IV. Familie: Chlamydobacteriaceae.
(Desmobacteriaceae.)

Die Chlamydobakteriaceen gehören zu den höchstentwickelten Spaltpilzen und bilden einen Übergang zu den Spaltalgen. Sie unterscheiden sich von den anderen Spaltpilzen vornehmlich durch ihr Spitzenwachstum, und bilden manchmal eine zu ganzen Räschen oder

Klumpen verbundene Familie, welche entweder aus unverzweigten oder scheinbar verzweigten Fäden besteht. Nachdem die meisten dieser Spaltpilze zu den Saprobien gehören, erscheinen sie für die Beurteilung des Wassers von hohem Interesse.

1. Fäden scheinbar (unecht) verzweigt:
   - I. Fäden ansehnlich dick, in schleimigen, meist weißlichen, grauen oder selten rötlichen Rasen:
     Sphaerotilus (Sumpfbakterium).
   - II. Fäden zart, einzeln:
     - α) Fäden mit undeutlicher Scheide:
       Cladothrix (Wasserfaden).
     - β) Fäden mit zarter, jedoch deutlicher Scheide:
       Glaucothrix (Brunnenfaden).
2. Fäden unverzweigt:
   - I. Mit Schwefelkörnchen:
     Thiothrix (Weißer Schwefelfaden).
   - II. Ohne Schwefelkörnchen:
     - α) Zellfäden im ganzen Verlaufe gleichmäßig dick:
       - * Fäden straff, gerade:
         Leptothrix.
       - ** Fäden ineinander gewunden:
         Gallionella.
     - β) Fäden an der Spitze dicker:
       Crenothrix.

Sphaerotilus Kg.

Sphaerotilus natans Kg. (Tafel I, Fig. 17) Besteht aus kurzen, zu 2—3 μ dicken Fäden vereinigten und von einer Scheide umschlossenen Zellen. Die Fäden stehen dicht beisammen und bilden dicke, schlüpfrige Massen.

Sphaerotilus lebt in stehendem und fließendem, stark verunreinigtem Wasser, besonders in Abwässern verschiedener Provenienz (Brauerei-, Stärke-, Zellulose- und Zuckerfabriksabwässern) und bildet dort große flockige Massen von weißer, gelblicher oder bräunlicher Färbung.

Er ist nach Mez[1]) ein untrügliches Zeichen eines höchst verpesteten Wassers. In großer Ausdehnung pflegt dieser Pilz nur im Herbst und Winter aufzutreten. Polysaprob.

Mikroskopisch untersucht, unterscheidet er sich von der vorigen und nächstfolgenden Art, mit denen er eventuell verwechselt werden könnte, durch seine Rasenbildung, wogegen die beiden anderen Pilze in vereinzelten Fäden vorkommen.

[1]) Mez l. c.

Cladothrix dichotoma Cohn (Cohnidium dichotomum. — Taf. I, Fig. 18). Bildet zarte, 1 — 1·5 μ dicke, gerade oder gebogene Fäden, die scheinbar ungeteilt erscheinen. Die Gliederung kann erst nach Anwendung von Farbstoffen sichtbar gemacht werden.

Die Fäden erscheinen in weiten Abständen wiederholt dichotom verzweigt. Nähere Besichtigung macht ersichtlich, daß es sich um eine falsche Verzweigung handelt, indem die Fäden dicht aneinander liegen.

Man findet sie in Sumpfwässern frei lebend, sowie auf faulenden Pflanzenresten und größeren Fadenalgen aufsitzend sehr häufig, ebenso findet sie sich in Kloakenwässern, Fabriksabwässern und Schwefelthermen. Nach Zopf gedeiht dieser Pilz selbst bei + 55° C, aber auch in mit Eis bedeckten Abwässern. Mesosaprob.

Thiothrix Win. (Abb. 40, Fig. 16.)

Unterscheidet sich von Beggiatoa (siehe S. 81) durch das Vorhandensein einer Scheide und die Unbeweglichkeit der Fäden, welche gewöhnlich reich mit Schwefelkörnchen gefüllt sind. Sie kommt häufig mit Beggiatoa vergesellschaftet in schwefelwasserstoffhaltigen Wässern vor.

Leptothrix Kg.

Einige hieher gehörende Arten sind schwer zu unterscheiden. Die häufigsten sind die L. ochracea Kg. und L. parasitica Kg.

L. ochracea Kg. (Taf. I, Fig. 19) Bildet einfache, 2 μ breite, aus kurzen Zellen bestehende Fäden, welche von einer durch Eisenhydroxyd (Ocker) stark gefärbten Hülle umschlossen erscheinen. Unter dem Mikroskope findet man meist leere, durch Ocker gefärbte, zerfallene Scheiden. Katharob.

L. parasitica Kg. (Taf. I, Fig. 20) Bildet auf Algen und Wasserpflanzen sitzende, zirka 1 μ breite und bis 100 μ und darüber lange, farblose, später sich etwas bräunlich färbende Fäden. Katharob.

Gallionella.

G. ferruginea Ehrbg. (Taf. I, Fig. 21) Repräsentiert eine zweifelhafte, der Leptothrix ochracea nahestehende Gattung, welche aus sehr zarten, spiralig ineinander geschlungenen, unbeweglichen Fäden besteht. Bei schwacher Vergrößerung erscheint sie kettenartig gegliedert. Sie kommt häufig mit L. parasitica vergesellschaftet in eisenhaltigen Wässern vor. Katharob.

Crenothrix.

C. polyspora Cohn (Cr. Kühniana. — Taf. I, Fig. 22). Gehört mit L. parasitica und Gallionella ferruginea zu den sogenannten Eisen-

bakterien (schlecht Eisenalgen). Sie benötigen zu ihrem Fortkommen Eisen und können deswegen nur in eisenhaltigen Wässern gedeihen. Crenothrix nimmt, wie alle Eisenbakterien, das Eisen in Form von Eisenoxydulkarbonat auf und oxydiert es in ihrem Zelleib zu Oxyd, welches sie dann ausstößt, wodurch ihre Zellwände mehr oder weniger rostbraun verfärbt sind. Nicht selten erscheinen die ganzen Fäden von Eisenoxydhydrat umhüllt.

Die Crenothrix ernährt sich teils auch von den gewöhnlichen Salzen des Wassers, teils auch von gelöster organischer Substanz, welche durch Fäulnis tierischer sowie pflanzlicher Körper entstand. Oligosaprob.

Sie bildet immer einen sicheren Beweis des Vorhandenseins von Eisen im Wasser und kommt selbst in eisenhaltiger Erde in bedeutenden Tiefen (bis 20 *m*) vor. Das schnelle Wachstum dieses Pilzes bewirkt die mitunter vorkommende Verstopfung der Wasserleitungsröhren, in denen sich derselbe angesiedelt hat. Außerdem können sich die losgerissenen Flocken in dem Wasserleitungsrohre ansammeln, wo sie dann infolge Sauerstoffmangels bald absterben und in Fäulnis übergehen können. Mit Recht bezeichnet de Vries[1]) die Crenothrix als die Pest der Wasserleitungen und es sei nur die im Jahre 1878 in Berlin vorgekommene Wasserkalamität erwähnt, welche für Zopf[2]) den Anlaß zur entwicklungsgeschichtlichen Untersuchung dieses Pilzes bildete.

Die Pilzfäden von Crenothrix bilden deutliche Scheiden, in denen kurzzylindrische Zellen von 1·5—5 μ Dicke eingelagert sind, welche durch Teilung (besonders an der Spitze des Fadens gut bemerkbar) in größere und kleinere abgerundete, fortpflanzungsfähige Zellen (Makro- und Mikrogonidien) zerfallen.

Manchmal entstehen aus den außerhalb der Scheide befindlichen Zellen durch wiederholte Zweiteilung größere oder kleinere Kolonien, welche durch eine Gallerte zusammenhalten (Palmellenbildung). Jede der Zellen kann schließlich wieder zu einem neuen Faden auswachsen.

Da alle diese drei Pilzarten zu ihrem Fortkommen unbedingt auf das Vorhandensein von Eisen im Wasser angewiesen sind, erscheint es nur natürlich, daß man durch die Beseitigung des Eisens das weitere Gedeihen derselben ausschließt. Dies geschieht durch die verschiedenen Enteisenungsverfahren am einfachsten derart, daß man solches Wasser über Schlackestücke rieseln läßt, wobei durch die

[1]) de Vries: »Die Pflanzen und Tiere in den dunklen Räumen der Rotterdamer Wasserleitung.«

[2]) Zopf: »Entwicklungsgeschichtliche Untersuchung über Crenothrix polyspora.«

Sauerstoffeinwirkung das früher im Wasser gelöste kohlensaure Eisenoxydul ausgefällt wird.

V. Familie: Beggiatoaceae.

Beggiatoa-Arten gehören zu den schwefelführenden Organismen, welche, wie auch einige früher erwähnte Schwefelbakterien, dadurch ausgezeichnet sind, daß ihr Plasma kleine, stark lichtbrechende Körnchen von flüssigem Schwefel enthält. Derselbe wird nach dem Abtöten durch Schwefelsäure oder nach dem Eintrocknen in schwefligsaurem Natron oder Schwefelkohlenstoff bis auf einen kleinen Rückstand aufgelöst. Ebenso wie die Leptothrix auf das Vorhandensein von Eisen angewiesen ist, kann die Beggiatoa ohne Schwefel, den sie in ihrem Körper aufspeichert, nicht leben.

Beggiatoa-Arten leben deswegen nur in Wässern, welche Schwefelwasserstoff enthalten. Diesen nehmen sie in ihren Körper auf und scheiden unter Sauerstoffaufnahme den Schwefel ab, welcher dann weiter zu Schwefelsäure oxydiert wird und im Wasser in Form von schwefelsauren Salzen (hauptsächlich als schwefelsaures Kalzium — Gips) vorkommt. Bei der Beggiatoa wird der Atmungsprozeß — analog wie bei anderen Organismen durch Kohlehydrate oder Fett — durch Schwefelwasserstoff unterhalten. Da der Schwefelwasserstoff in geringer Menge besonders in Abwässern überhaupt sehr oft vorkommt, kann die Beggiatoa erst wenn sie reichlich auftritt, als Zeichen einer großen Wasserverpestung angesehen werden Einige Fäden können selbst in ganz reinem Wasser vorkommen. Das massenhafte Auftreten der Beggiatoa deutet immer auf ein reichliches Vorhandensein von Schwefelwasserstoff, welches — außer es handelt sich um Schwefelthermen — in der Fäulnis der im Wasser vorkommenden organischen Substanzen seinen Ursprung haben kann. Außerdem können manche an Sulfaten reiche Wässer der Beggiatoa zur Nahrung dienen, indem früher durch andere Bakterienarten die Sulfate zersetzt wurden.

Wie Zopf nachgewiesen hat, ist diese Art außerordentlich polymorph und besitzt dementsprechend eine sehr große Ausbreitungsfähigkeit mit Hilfe sich lösender Fadenstücke, Kokken, Spirillen usw.

Beggiatoa alba Trevis (Taf. I, Fig. 23). Bildet 3—3·5 μ lange, dicke Fäden, welche undeutlich gegliedert erscheinen und gewöhnlich frei im Wasser herumschwimmen, seltener angeheftet sind.

In Abwässern bildet sie feine, weiße oder graue kurzfaserige, flutende Überzüge, welche bei Berührung zerfallen und das Wasser milchig trüben.

Die lebenden Fäden zeichnen sich unter dem Mikroskope durch eine eigentümlich langsame Bewegung aus, nicht selten drehen sie

sich spiralig ein und strecken sich wieder langsam aus. Es ist nicht bekannt, worauf diese sonderbare Bewegung zurückgeführt werden könnte, und das umso weniger, als bei diesen Bakterien jedwede Bewegungsorgane (Geißeln) unbekannt sind. Polysaprob.

Beggiatoa arachnoidea Rabh. Ist gekennzeichnet durch die gegliederten Fäden, deren Zellen 5–6 μ lang und mitunter auch so dick sind. Sie kommt in stehendem Wasser vor.

Unsere Süßwasser-Beggiatoen können vorteilhaft kultiviert werden an einem Rhizom einer Wasserpflanze (sehr geeignet ist hiezu das Rhizom von Butomus) etwa in zwei Litern Wasser, dem noch einige Gramme Gips zugesetzt wurden.

Beggiatoa-Arten spielen nach Schenk[1]) unter den Bakterien bei der Flußreinigung eine bedeutende Rolle, da sie in ihrer Gesamtmenge eine bedeutende Quantität lebendiger Substanz vorstellen, welche zu ihrer Ernährung aus den Spülwässern und Schmutzwässern aller Art die nötigen organischen Stoffe aufbraucht.

Die der Beggiatoa sehr nahestehende Thiotrix Win., welche, was das Vorkommen anbelangt, der Beggiatoa gleichsteht, zeichnet sich durch die Unbeweglichkeit der mit einer Scheide versehenen Fäden aus. Die Auskünfte über das Leben der Beggiatoa-Arten verdanken wir Winogradsky, welcher sich mit dieser Schwefelbakterie eingehend beschäftigte.[2])

II. Schizophyceae (Phycochromaceae, Cyanophyceae).

Spaltalgen – Blaualgen.

Die Spaltalgen bilden neben den oben besprochenen Spaltpilzen die niederste Gruppe im Pflanzenreiche. Sie sind einzellig und kommen einzeln vor oder bilden, nachdem ihre Zellen geteilt wurden, Cönobien.

Die Cönobien bilden Komplexe verschiedener Gestalt, je nachdem die Teilung bloß in einer oder in mehreren Richtungen stattfand; sie können daher faden-, platten- oder klumpenförmig sein. Solche Cönobien sind gewöhnlich mit einer Gallerte verbunden.

Die Zellen eines Cönobiums sind entweder gleichwertig oder es werden einige Zellen desselben mit einer dicken Membran umgeben und bilden dann die Dauersporen »Heterozysten« (Abb. 41 *h*). Diese werden auch als »Grenzzellen« bezeichnet. Die Grenzzellen sind einer Teilung unfähig und hängen mit der Fortpflanzung dieser Algen nicht zusammen.

---

[1]) Schenk. »Über die Bedeutung der Rheinvegetation für die Selbstreinigung des Rheines.«

[2]) Winogradsky: »Beiträge zur Morphologie und Physiologie der Schwefelbakterien.« Heft 1. 1888.

Bei manchen hieher gehörenden Algen sind die Zellen so ausgebildet, daß man einen Gegensatz zwischen der Spitze und der Basis des Cönobiums wahrnehmen kann (Abb. 41, Fig. 13, 14, 15).

Die Fortpflanzung erfolgt ungeschlechtlich meistens durch Teilung der vegetativen Zellen. Als wahre Fortpflanzungs-, beziehungsweise Vermehrungsorgane dienen die sogenannten »Hormogonien«, weiter auch endogene Sporen (Abb. 41, Fig. 12 *esp.*) und Dauersporen.

Unter »Hormogonien« (Abb. 41, Fig. 8 *h*) versteht man aus relativ kurzen Zellreihen bestehende Fadenstückchen, in welche die Alge zerfallen kann. Solche Fadenstückchen können durch Zellteilung weiter zu einem neuen Individuum heranwachsen.

Die Dauersporen (Arthrosporen) werden aus den vegetativen Zellen umgebildet, indem sich diese mit einer resistenten Membran umhüllen. Die Dauersporen weichen in der Größe, Abrundung, sowie auch in der Farbe von den vegetativen Zellen meist ziemlich ab. Sie besitzen die Aufgabe, die ungünstigen Lebensverhältnisse zu überdauern und können später zu neuen Cönobien heranwachsen.

Von den Spaltpilzen unterscheiden sich die Spaltalgen vornehmlich durch den mehr weniger blaugrün gefärbten Zellinhalt. Dieser besteht aus Chlorophyll und Phycocyan.

In ihrer Lebensweise differieren sie von den Spaltpilzen insofern, als sie, wie andere Algen (s. u.) und grüne Pflanzen überhaupt, die Kohlensäure zu assimilieren imstande sind.

Manche der Spaltalgen sind jedoch befähigt, auch organische Stoffe aufzunehmen und unter solche dürfen die meisten hier angeführten Arten gerechnet werden, welche an in Verwesung begriffenen Pflanzenteilen und in den Abwässern verschiedenster Provenienz (verschmutzten Wasserläufen, Pfützen u. a.) vorkommen. Sie bedürfen zu ihrem Fortkommen stets nur Wässer, welche reich sind an faulender organischer Substanz, und stellen daher typische »Saprobien« dar.

Viele der Spaltalgen gehören zu den die sogenannte »Wasserblüte« bildenden Pflanzen und nehmen an der Bildung dieser den größten Anteil.

Der im Volksmunde bekannte Ausdruck: »das Wasser blüht«, im Falle die Oberfläche desselben durch eine Wasservegetation von Algen oder Pilzen verschiedene Färbung erlangt, ist eben speziell auf die Wasservegetation der Spaltalgen zurückzuführen.

Es ist eine bekannte Tatsache, daß diese wie auch andere durch phanerorgame Gewächse verursachten »Wasserblüten« in der Fischzucht einen großen Schaden hervorrufen können. Denn abgesehen davon, daß diese Algen selbst eine große Menge Sauerstoff für sich verbrauchen und eine nur schwer durchdringliche Decke auf der

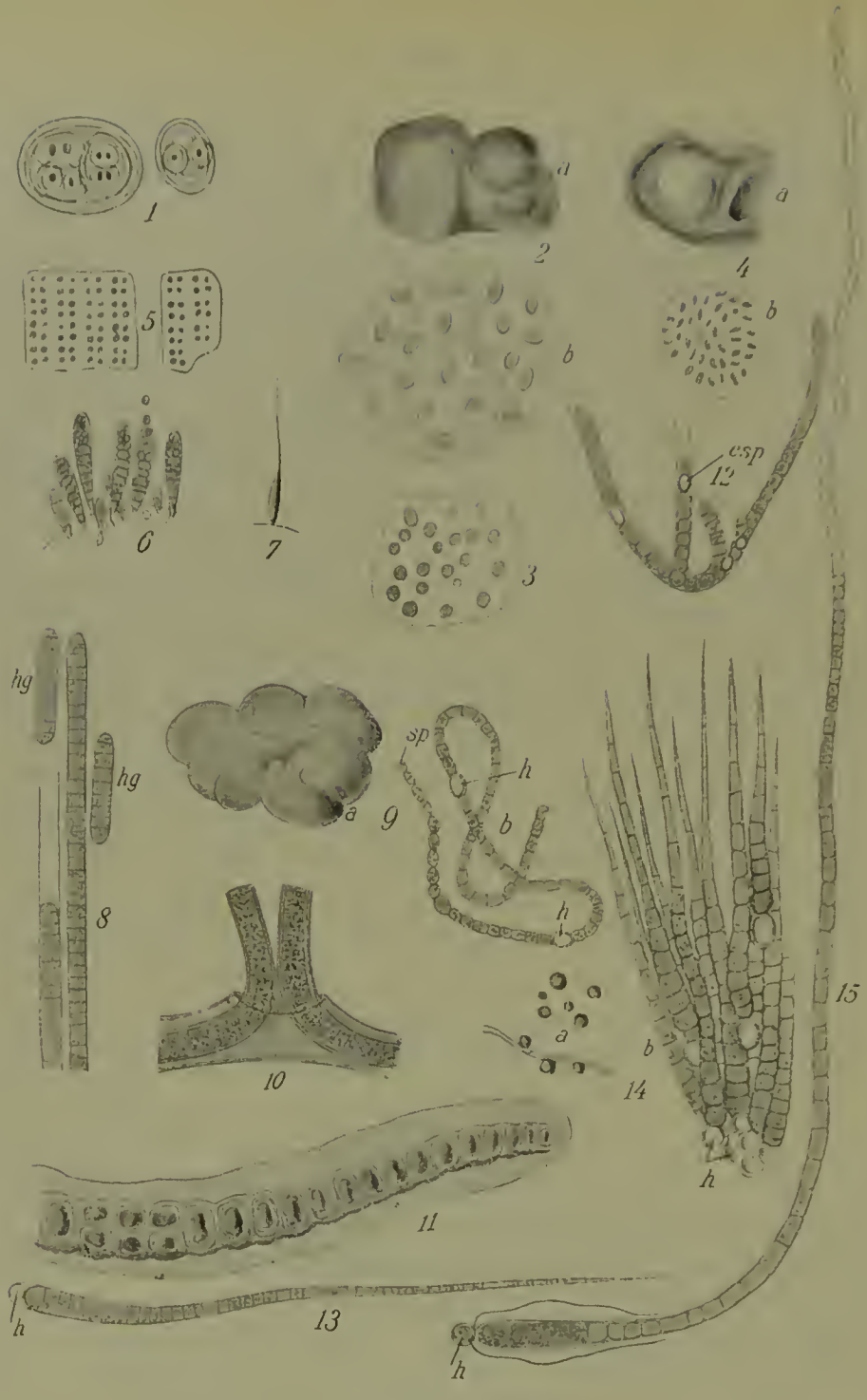


Abb. 41. Schizophyceae.

1. Gloeocapsa polydermatiea 300×
2. Aphanotheee prasina: *a* in nat. Größe, *b* = 300×
3. Aphanocapsa 300×
4. Clathrocystis aeruginosa: *a* in nat. Größe, *b* = 300×
5. Merismopedia glauea 300×
6. Chamaesiphon confervicola 330×
7. Clastidium setigerum 200×
8. Phormidium subfuseum 300×, *hg* = Hormogonien.
9. Nostoc verrueosum: *a* in nat. Größe. *b* ein Faden von demselben 400× *h* = Heteroeysten, *sp* = Sporen.
10. Plectonema tomasinianum 160×
11. Stigonema ocellatum. Das Ende eines Fadens 300×
12. Hapalosiphon pumillus 200× *csp.* = endogene Spore
13. Calothrix fusea 200×
14. Rivularia pisum: *a* nat Größe, *b* 300× *h* = Heteroeysten.
15. Glcotrieha natans 200× *h* = Heteroeysten.

(Fig. 6 und 10 nach Hansgirg, 9 nach Wettstein. 7, 12, 13 und 15 nach Kirchner, alle anderen Figuren nach Cooke. 6 aus Kirchner, 10 aus Wettstein.)

Wasseroberfläche bilden, können sie auch, falls sie in Fäulnis übergehen, von großem Nachteile für das Gedeihen der Fische werden.

Die hier folgende Einteilung der Spaltalgen ist nach Wettstein[1]) gegeben.

1. Einzellige Formen; die durch Teilung entstandenen Zellen werden frei oder durch vergallertete Membranen zu Massen vereinigt. Vermehrung erfolgt durch Teilung, seltener durch Dauersporen:

Chroococcoideae.

2. Einzellige und einzeln lebende Formen oder kurze fadenförmige Cönobien. Vermehrung erfolgt durch die durch Auflösen der Membran freigewordenen endogenen Zellen:

Chamaesiphoneae.

3. Zellen zu fadenförmigen Cönobien vereinigt. Vermehrung durch Hormogonien und Dauersporen. Heterocysten häufig:

I. Unverzweigte Fäden ohne Heterocysten, vielfach beweglich:

Oscillatoriaceae.

II. Unverzweigte Fäden mit Heterocysten:

Nostocaceae.

III. Fäden mit Scheinverzweigungen, ohne haarförmige Enden

Scytonemaceae.

IV. Fäden mit »echten« Verzweigungen, ohne haarförmige Enden:

Stigonemaceae.

V. Fäden mit Scheinverzweigungen, mit häufig vorkommenden (am Grunde) Heterocysten, an der Spitze haarförmig ausgezogen:

Rivulariaceae.

Chroococcoideae.

Die Chroococcoideen kommen auf feuchter Erde, Mauern, Felsen Glashausfenstern u. a. häufig vor.

Als häufige Repräsentanten seien genannt:

Gloeocapsa Naeg. Bildet kugelige, einzelne oder zu mehreren verbundene, von einer deutlich geschichteten Membran umgebene Zellen. Gl. polydermatica (Abb. 41, Fig. 1). An feuchten Steinen und Felsen oft ausgedehnte Überzüge bildend.

Aphanocapsa Naeg. In eine strukturlose Gallerte eingelagerte kugelige Zellen Die Teilung erfolgt nach drei Richtungen.

Aph. pulchra Rbh. (Abb. 41, Fig. 3) Im Wasser unter anderen Algen schwimmend.

Aphanothece Naeg. In eine strukturlose Gallerte eingelagerte, längliche Zellen; die Teilung erfolgt senkrecht zur Achse.

[1]) Wettstein: Handbuch der systematischen Botanik. I. Bd. Wien. 1904.

Aph. prasina (Abb. 41, Fig. 2). In Teichen zerstreut.

Clathrocystis Henfrey. Zellen kugelig, in einer Gallerte zu kugeligen, später zerrissenen Kolonien verbunden (s. Lamprocystis).

Cl. aeruginosa Henfr. (Abb. 41, Fig. 4) In schmutzigem Wasser an der Oberfläche mitunter einen dicken Überzug (»Wasserblüte«) bildend.

Merismopedia Lagerh. Zellinhalt meist blaugrün, selten gelblich oder violett. Teilung nach zwei Richtungen, daher tafelförmige Familien bildend. M. glauca (Abb. 41, Fig. 5). In stagnierendem Wasser häufig.

Chroococcus Naeg. Zellen meist blaugrün (selten gelbbräunlich oder auch violett), meist ohne Gallerthülle.

Ch. turgidus Naeg. (Taf. II, Fig. 1) Bildet kugelige, einzelne oder zu 2—4 verbundene, 12—25 μ große, blaugrün gefärbte, mit einer dicken Membran umschlossene Zellen.

Häufig unter Oscillarien und anderen Algen vorkommend, besonders in Sumpfwässern. Mesosaprob.

Chamaesiphoneae.

Chamaesiphon confervicola A. Br. (Abb. 41, Fig. 6) Häufig auf Fadenalgen im Wasser vorkommend.

Clastidium setigerum Kirchn. (Abb. 41. Fig. 7) Im Quellwasser auf Cladophora festsitzend.

Oscillatoriaceae.

Microcoleus. Bildet büschelweise in einer gemeinsamen Hülle vereinigte langzellige Fäden mit verdünnten Enden.

M. paludosus. In Teichen und auf nasser Erde oder im Schlamm vorkommend.

Oscillatoria Wauch. (Lyngbaea Ag.) Bildet meist blaugrün, selten blaugrau bis bräunlich gefärbte, unverzweigte, gerade oder gebogene Fäden verschiedener Dicke, welche aus kurzen, gleichmäßigen Scheiben aufgebaut sind und entweder nackt oder in einer Scheide eingeschlossen vorkommen. Die Fäden kommen frei, nicht verklebt vor. Grenzzellen fehlen. Die Vermehrung geschieht durch Zerfall des Fadens in Stücke (Hormogonien. — Abb. 41, Fig. 8 *hg*), die wieder zu Fäden heranwachsen. Die meisten Oscillarien besitzen eine kriechende oder pendelnde Bewegung, ähnlich wie sie bei Beggiatoa vorkommen. Die Bewegung ist hier jedoch viel energischer als bei Beggiatoa, es ist eine Art Vorwärtsschraubung.

Von der außerordentlichen Bewegung der Oscillarien kann man sich leicht überzeugen, falls man einen an diesen reichen Schlammklumpen auf einem Uhrglase mit wenig Wasser anrührt und längere Zeit stehen läßt. Es dauert nicht lange und die Oscillarienfäden kriechen aus dem Schlamme hervor und setzen sich insbesondere am Rande der Flüssigkeit als ein Streifen ab. Sie überziehen das Bachbett als schwarzgrüner bis schwarzbrauner Belag und bilden beim Austrocknen papier-

ähnliche schwarze Überzüge. Man findet sie überall in stehenden Gewässern, sowie auch am schlammigen Boden.

Ein an Oscillarien reiches Wasser verbreitet einen eigentümlichen Modergeruch.

Der Umstand, daß die meisten Oscillarien sich sehr gerne in verschiedenen Abwässern (Haus-, Fabriksabwässern) ansiedeln, macht das Wasser, in welchen sie vorkommen, zum Genusse bedenklich.

Von Oscillarien sind nach Mez[1]) mehrere für unreines Wasser angegeben, darunter sollen einige Arten besonders erwähnt werden, welche als spezifische Saprobien anzusehen sind. Es sind folgende:

O. membranacea Mez (Taf. II, Fig. 2). Bildet feste, schwarzbraune oder dunkelolivengrüne Lager. Fäden bis 8 μ dick. Zellen $^1/_3$ — 1mal so lang. Scheiden farblos. Auf Steinen, Holz, sowie im fließenden Wasser. Nach Mez auch in warmen gewerblichen Abwässern. Polysaprob.

O. tenerrima. Kg. (Taf. II, Fig. 3) Fäden außerordentlich dünn, mit undeutlich erkennbaren Scheidewänden, manchmal in Bündeln, blaß spangrün oder olivenfarbig, meist an den Enden etwas gebogen, etwa 1·8—2·5 μ dick.

In stehendem, schmutzigem, oft in stark verunreinigtem Wasser häufig. Polysaprob.

O. tenuis Ag. (Taf. II. Fig. 4) Fäden etwa 4—10 μ dick. Zellen ungefähr halb so lang, hellblau oder spangrün gefärbt. Bildet in stehendem oder stark verunreinigtem Wasser auf dortselbst liegenden Gegenständen dünnhäutige grüne, mitunter stahlblau oder olivenfärbige Lager. Sehr häufig im stehenden Wasser und in faulen Abwässern. Polysaprob.

O. Fröhlichii Kg. (Taf. II, Fig. 6) Fäden 10—18 μ dick, am Ende nicht verdünnt. Zellen etwa 5—9 μ breit, blaugrün, olivengrün, selten auch bräunlich gefärbt. Bildet stahlblaue, grüne bis braune, dünne Lager; besonders in stark verunreinigten Wässern häufig. Polysaprob.

O. princeps Wauch. (Taf. II, Fig. 5) Fäden 25—50 μ dick, am Ende verdünnt, starr. Zellen 3—5 μ lang, Lager blaugrün bis stahlblau. Freischwimmend oder angeheftet in stehendem Wasser, Teichen, Gräben und in Abwässern. Oligosaprob.

Phormidium Kg.

Fäden durch die verschmelzenden Scheiden miteinander verklebt. Bildet meist dünne, häutige Lager. Manche Arten sind dadurch ausgezeichnet, daß sie selbst bei 85° C gedeihen.

Ph. subfuscum Kg. (Abb. 41, Fig. 8) In Wasserläufen, Bächen gemein.

Spirulina Turp.

Die korkzieherartig gedrehten Fäden zeigen eine kriechende Bewegung, indem sich dieselben um die Längsachse drehen und so

[1]) Mez l. c.

schraubenförmig nach vorwärts bewegen. Nicht selten findet man Fäden, welche ihrer ganzen Länge nach in einander gewunden sind.

Spir. Jenneri Kg. (Arthrospira Stitzb. Taf. II, Fig. 7) Fäden deutlich gegliedert, satt blaugrün, 5—8 μ dick (eine Windung 20—24 μ lang). In Sümpfen, Teichen, nicht selten in stark verdorbenem Wasser. Polysaprob.

Spir. oscillarioides Turp. (Taf. II, Fig. 8) Undeutlich gegliederte, dicht zusammengedrehte, blaßgrüne Fäden, 1·4—1·9 μ dick (eine Windung 2·5—3 μ lang). In Sümpfen, Teichen und nicht selten auch in stark verdorbenen Abwässern. Polysaprob.

Alle Oscillarien (vornehmlich Oscillaria und Spirulina), und unter diesen insbesondere die hier angeführten Arten, sind typische Schmutzwasser-Organismen und ihr Vorkommen im Wasser deutet stets auf einen hohen Grad Verschmutzung durch organische Stoffe.

Nostocaceae.

Nostoc. Wauch. Die Fäden durch mächtige Gallertklumpen zu häutigen oder kugeligen Massen vereinigt. Zellen tonnenförmig oder zylindrisch.

Nostoc verrucosum Kg. (Abb. 41, Fig. 9) In stagnierendem Wasser häufig.

Anabaena Bory. Zellen zu Fäden geordnet. Im Verbande dieser fallen in Form und Größe abweichende Zellen, Grenzzellen oder Heterocysten, stark auf.

Anabaena macrosperma Hansg. (Taf. II, Fig. 9) Fäden in schleimigen Lagern oder auch frei lebend; gerade oder schwach gekrümmte Zellen bis 10 μ. Grenzzellen 26—35 μ lang. Überall, auch in verunreinigtem Wasser.

Anabaena flos aquae Bréb. (Taf. II, Fig. 10) Aphanizomenon flos aquae Ralfs. Findet sich massenhaft an der Oberfläche von Teichen, die sogenannte »Wasserblüte« bildend, in Form von häutig-schleimigen Lagern.

Scytonemaceae.

Plectonema. Ohne Heterocysten. Einzeln, in festen farblosen oder gefärbten Schläuchen.

Pl. tomasinianum (Kg.) Bornet (Abb. 41, Fig. 10). An untergetauchten Pflanzen; selten.

Scytonema. Mit Heterocysten. Fäden einzeln, in einer Scheide verzweigt. Sc. natans Bréb. In stagnierendem Wasser schwimmend.

Stigonemaceae.

Stigonema Ag. Fäden aus mehreren Reihen von Zellen, verzweigt. St. ocellatum Thur. (Abb. 41, Fig. 11) An feuchter Erde und in torfigem Wasser häufig.

Hapalosiphon Naeg. Fäden einreihig, unverzweigt.

H. pumillus Kirchn. (Abb. 41, Fig. 12) In stagnierendem Wasser an Wasserpflanzen festsitzend.

Rivulariaceae.

Calothrix Ag. Fäden ohne Gallerthülle, einzeln oder in Flocken.

C. fusca Born. (Abb. 41, Fig. 13) Im Lager von Palmellaceen, Chaetophoreen u. a. Algen.

Rivularia Ag. Fäden mit Gallerthülle, schleimige Lager bildend, radial (fächerförmig) gruppiert, mit Dauersporen.

Riv. pisum Ag. (Abb. 41, Fig. 14) In Teichen gemein.

Gloeotricha. Fäden mit Gallerthülle, schleimige Lager bildend.

Gl. natans. Hedw. (Abb. 41, Fig. 15) In Teichen gemein.

II. Zygophyta.

Einzellige, einzeln oder in Cönobien lebende Algen. Die Zellen sind mit einer Membran umgeben, und führen als Inhalt im Plasma eingebettete Chromatophoren und Kern.

Bei den meisten ist eine deutliche Zweiteilung entweder durch eine Querfurche oder durch Teilung der Membran angedeutet, nur bei den höchst entwickelten Formen fehlt die Zweiteilung.

Die Vermehrung erfolgt durch Teilung oder durch Kopulation. Schwärmsporen werden nicht gebildet. Der Chlorophyllfarbstoff der Chromatophoren ist häufig durch einen braunen Farbstoff verdeckt.

Die Zygophyten [1]) zerfallen in drei Klassen, welche zufolge ihrer Eigenschaft, mit wenigen Ausnahmen, die Kohlensäure assimilieren zu können, zu den Algen gezählt werden, es sind: **Peridineae, Bacillarieae** und **Conjugutae.**

I. Peridineae (Dinoflagellaten — Peridineen).

Zellen meist einzeln, kugelig, eiförmig, kreiselförmig, selten mit hornförmigen oder andersgestalteten Fortsätzen.

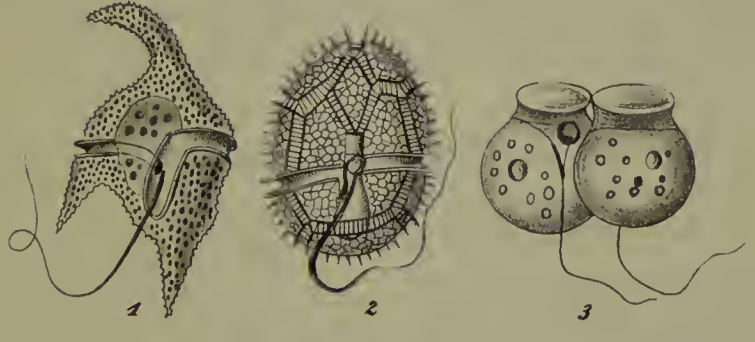


Abb. 42. Peridineae.

1. Ceratium tetraceros 250×
2. Peridinium tabulatum 450×
3. Amphidinium lacustre. Zwei Individuen im Beginne der Kopulation, stark vergrößert.
(1 nach Lieberkühn, 2 und 3 nach Stein. 1 2 aus Blochmann, 3 aus Wettstein.)

Der Chlorophyllfarbstoff häufig durch das braune Peridinin verdeckt.

Im Zellinhalte finden sich nicht selten Stärkekörnchen, Fettröpfchen, und rote Farbstofflecke.

[1]) Die Einteilung erfolgt im Sinne Wettsteins.

Die Zellwand, welche aus Zellulose besteht, ist meist aus zwei oder mehreren Platten gebildet, nur selten hängt sie ununterbrochen zusammen.

Die niederen Formen werden gewöhnlich bloß mit einer zarten Membran umgeben, die höheren dagegen besitzen eine sehr feste skulpturierte Hülle.

Bei den meisten Peridineen verlauft an der Zellenoberfläche eine Quer- und eine Längsfurche.

An der Stelle, wo sich diese beiden Furchen kreuzen, ist die Membran meistens geöffnet und dient als Austrittstelle für die Geißeln. Von diesen pflegt eine in der Längsfurche und eine in der Querfurche zu liegen. Beide besitzen verschiedene Aufgaben bei der Bewegung der Zelle. Durch die Art ihrer Bewegung (mittels Geißeln), anderseits dadurch, daß manche chlorophyllose Formen sich von animalischer Nahrung erhalten, werden die Peridineen noch häufig dem Tierreiche, u. zw. den Flagellaten zugezählt.

Die Vermehrung erfolgt in der Regel durch Teilung.

Manche der Peridineen besitzen ein Leuchtvermögen und zählen zu den Organismen, welche das bekannte »Leuchten des Meeres« verursachen.

Die bekannteste Art ist das Ceratium und Peridinium.

Bei beiden ist die Zellulosemembran aus mehreren Platten zusammengesetzt.

Ceratium tetraceros (Abb. 42, Fig. 1). In Sümpfen und Teichen verbreitet.

Peridinium tabulatum (Abb. 42, Fig. 2). In Sümpfen sehr häufig.

Als Repräsentant der Piridineen, welche bloß eine zarte (nicht aus Platten bestehende oder harte) Hülle besitzen, soll das Amphidinium lacustre (Abb. 42, Fig. 3.) dienen, welches hie und da in Sümpfen anzutreffen ist.

II. Bacillarieae (Diatomaceae).

Kieselalgen-Diatomeen.

Als charakteristisches Merkmal für diese Pflanzen dient ihr Kieselpanzer, der gewöhnlich unter dem Mikroskope eine sehr feine Struktur wahrnehmen läßt und somit diese Lebewesen als die zierlichsten gestaltet, die wir überhaupt kennen.

Wenn man die Diatomeen oder ein an denselben reiches Material wie in der Einleitung angegeben wurde, präpariert, bekommt man einen Rückstand, der hauptsächlich aus klein fassettierten, gerieften oder anders gezeichneten Schalen besteht.

Sie schließen im lebendigen Zustande zwischen zwei den Panzer bildenden Kieselschalen (Frustel), welche bald zentrisch, bald symmetrisch gebaut sind, schachtelförmig ein farbloses Plasma ein.

In diesem Plasma befindet sich ein gelber oder brauner Farbstoff (Diatomin) in Körnern oder Platten, der sich beim Absterben häufig blaugrün färbt.

Die Individuen kommen entweder einzeln vor oder hängen zu mehreren beisammen (kettenförmige, fadenförmige oder fächerförmige Cönobien bildend. — Taf. II, Fig. 11—15).

Ihrer schachtelförmigen Gestalt nach unterscheidet man an der Schale die Rücken-, respektive Bauchseite und die Gürtelseite, auf welche beide wohl zu achten ist, da dieselbe Diatomee bald mit der Rücken- bald mit der Gürtelseite aufliegt, welche voneinander ganz verschieden sind (vgl. Abb. 43 und Taf. II und III).

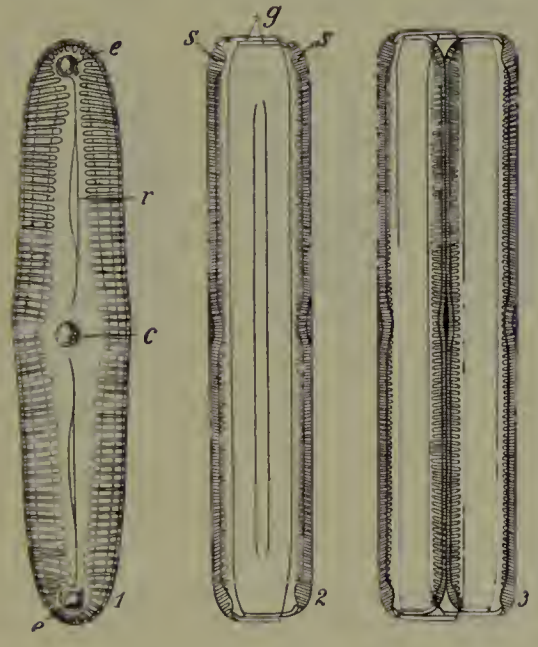


Abb. 43. Pinullaria viridis.

Fig. 1 = Schalenseite, *c* = Zentralknoten, *e* = Endknoten, *r* = Rhaphe. Fig 2 = Gürtelseite, *s* = Schalen, *g* = Gürtelbänder. — Fig. 3. Teilungsstadien von der Gürtelseite. Alle Figuren stark vergrößert, nach ausgeglühten Präparaten. (Fig. 1 und 2 nach Pfitzer, Fig. 3 Original von Wettstein; das ganze Bild aus Wettstein.)

Bei vielen Formen fällt an der Schalenansicht ein der Länge nach verlaufender Streif (Rhaphe — Abb. 43 *r*) auf, der sowohl in der Mitte sowie auch an den beiden Enden je eine knotenförmige Verdickung trägt, welche dann als Zentral (*c*) und Endknoten (*e*) bezeichnet werden. Manche Diatomeen sitzen auf gelatinösen Stielen (Taf. III, Fig. 6, 7, 11) sind durch gelatinöse Köpfe verbunden oder kommen zu mehreren beisammen in Gallerthüllen eingeschlossen vor.

Die Vermehrung der Diatomeen (Abb. 43, Fig. 3) geschieht durch Teilung derart, daß die beiden Schalen so weit auseinanderweichen, daß sie sich nur mehr berühren. Innerhalb einer jeden Schale wird nun eine neue Schale gebildet. Es ist natürlich, daß bei diesem Vorgang ein Teil (eine Schale) der Tochterzelle immer kleiner und kleiner wird. Bei einer Fortsetzung einer solchen Teilung müßte schließlich die Existenz dieser Lebewesen aufhören.

Damit dieses nicht geschehe, wird nach einer Zeitlang dieses Vermehrens, bis die Zellen ein gewisses Minimum an Größe erreicht haben, die Vermehrung durch die sogenannte »Auxosporenbildung« aufrecht erhalten (Abb. 44).

Diese erfolgt in der mannigfaltigsten Weise, und zwar vornehmlich derart, daß zwei Individuen aneinander treten und ihren protoplasmatischen Inhalt zusammenfließen lassen, aus welchem dann eine neue, von den ursprünglichen Schalen abweichende Auxospore gebildet wird. Diesen Auxosporen (Abb. 44, Fig. 6 *A*) fehlt meist die Skulptur der vegetativen Zellen, von denen sie sich auch durch die bedeutendere Größe unterscheiden. Die Auxosporen gehen sofort wieder in Teilung über und bilden dann Individuen, welche den normalen Bau der ursprünglichen Zellen zeigen.

Die Auxosporenbildung ist demnach nicht als eine Art Fortpflanzung anzusehen, sondern als ein Regenerationsstadium.

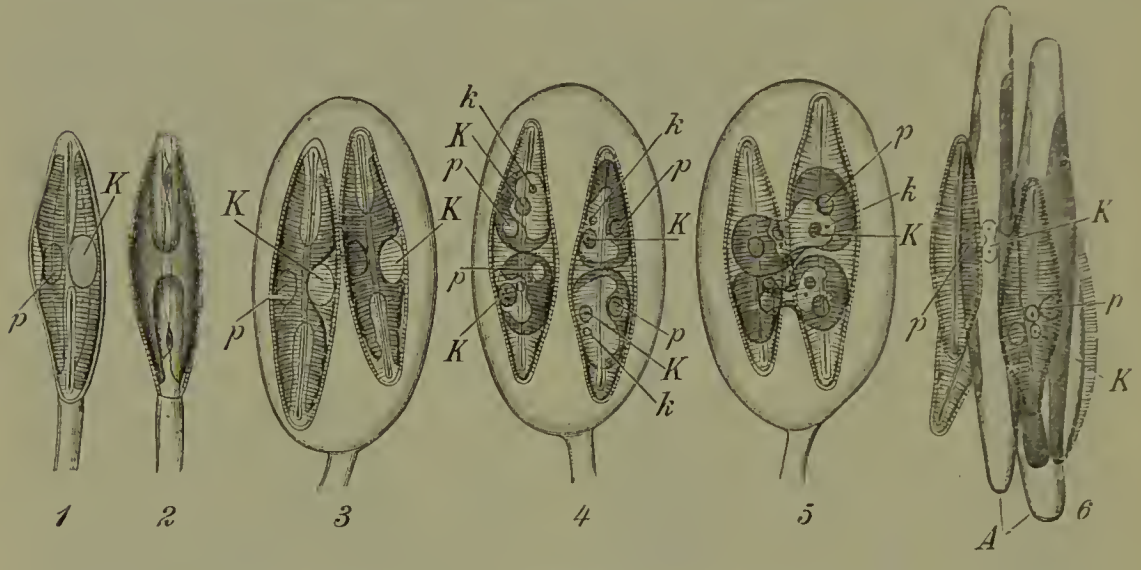


Abb. 44.

Auxosporenbildung von Brébissonia Boeckii in nacheinanderfolgenden Stadien. 1 = Schalenseite, 2 = Gürtelseite einer Zelle. *K* = Zellkern, *p* = Pyrenoid, *k* = Kleinkern, *A* = Auxosporen 490× Nach Karsten aus Wettstein.

Unter dem Mikroskop kann man häufig eine eigentümliche gleitende Bewegung der Diatomeen verfolgen, welche wahrscheinlich durch Ausstoßung des Plasma bewirkt wird.

Die größten Diatomeen kann man bei günstiger Beleuchtung im Wasser als stark glitzernde Körperchen mit bloßem Auge eben noch wahrnehmen, die meisten sind jedoch von mikroskopischer Kleinheit und dem unbewaffneten Auge unsichtbar.

Die meisten Kieselalgen kommen nur im reinen Wasser vor und sind ausgesprochene Katharobien; es gibt jedoch auch manche, welche selbst in stark verunreinigten Wässern vorkommen und als wahre Saprobien bei der Beurteilung des Wassers in Betracht kommen.

Die hier besprochenen Diatomeen sollen nach der von Schütt[1]) aufgestellten Einteilung übersichtlich gemacht werden.

[1]) Schütt in Engler Prantl: »Natürliche Pflanzenfamilien.« 1896.

A. Centricae.

Schalen kreisrund gebaut, Struktur nicht gefiedert. Rhaphe fehlt. Umriß der Schalen nie schiffchenförmig.

Melosira varians Ag. (Taf. II, Fig. 11) Bildet zylindrische Büchsen von kreisförmigem Querschnitt. Zellen meist zu Ketten verbunden, 5—28 μ dick und ebenso oder nochmals so lang. Schalenseite glatt. Einer Conferva nicht unähnliche Fäden bildend. Sehr häufig in stehendem oder fließendem Wasser, auch in Abwässern, und ist namentlich im Frühjahr in Bächen, Gräben und überall in stehenden Wässern massenhaft aufzufinden. Oligosaprob.

B. Pennatae.

Schalen symmetrisch aber nicht kreisrund gebaut. Struktur gefiedert. In der Mitte verlauft eine Rhaphe oder eine rhaphenähnliche Linie. Im Umrisse meist schiffchen- oder stabförmig.

1. Fragillarioideae.

Schalen ohne Rhaphe aber mit Mittellinie (Pseudorhaphe) meist in Bändern.

Tabellaria flocculosa Kg. (Taf. II, Fig. 12) Zellen von der Gürtelseite tafelförmig, gewöhnlich durch Gallerte zu zickzackförmigen Fäden verbunden, mit zwei oder mehr unregelmäßigen Querwänden, 25—45 μ lang. Schalenseite lineal, mit einer in der Mitte größeren und an beiden Enden kleineren Anschwellung. Überall, auch in schwach verunreinigtem Wasser häufig. Oligosaprob.

Meridion circulare Ag. (Taf. II, Fig. 13) Schalen- und Gürtelseite keilförmig, quer geteilt, die Teilung ist von einer Pseudorhaphe unterbrochen. Zellen 18—70 μ lang, meist zu kreisförmigen Bändern geordnet. Mitunter auch in schwach verunreinigtem Wasser, besonders im Frühjahre. Oligosaprob.

Diatoma vulgare Bory (Taf. II, Fig. 14). Schalenseite breit lanzettlich bis linear, 20—110 μ lang, mit Querrippen. Gürtelansicht rechteckig. Überall, auch in Abwässern eine der gemeinsten Arten. Oligosaprob.

Fragillaria virescens Ralfs (Taf. II, Fig. 15). Zellen in Ketten oder zu zickzackförmigen Kolonien verbunden. Schalenseite viel schmäler als bei der vorigen Art. Gürtelansicht meist lineal-lanzettlich, 12—70 μ lang. Überall, auch in Abwässern. Oligosaprob.

Synedra Ehrbg. Zellen einzeln, stabförmig, quergestreift, gerade, selten schwach gekrümmt, mitunter zu fächerförmigen Gebilden vereinigt und anderen Algen aufsitzend.

Syn. Ulna (Nitzsch.) Ehrbg. (Taf. II, Fig. 16) Sehr veränderliche Spezies, überall, auch in Abwässern häufig. Polysaprob.

Eunotia Arcus (Ehrbg.) Rabh (Taf. II, Fig. 17) Gürtelseite rechteckig, Schalenseite C-förmig mit buckeligem Rücken, Schalen ganz quergestreift, ohne Mittellinie, 25—80 μ lang. Verbreitet in reinem, kalkhaltigem Wasser. Katharob.

Ceratoneis Arcus Kg. (Taf. II, Fig. 18) Mittel- und Endknoten deutlich. Mit einer Mittellinie. Von der Schalenseite gesehen, erscheinen die Zellen in der Mitte bauchig angeschwollen, 13—100 μ lang. In Quellwässern der Gebirge. Katharob.

2. Achnanthoideae.

Ungleichartige Schalen. Eine Schale mit Rhaphe, eine mit Mittellinie.

Achnanthes minutissima Kg. (Taf. II, Fig. 19) Zellen 9—22 μ lang, knieförmig gebogen, die konvexe Seite mit Pseudorhaphe, die konkave mit echter Rhaphe. Schalenseite elliptisch oder lanzettlich, mit abgerundeten Enden und undeutlicher Streifung.

Zu gestielten Ketten vereinigt oder einzeln, wie Hämmerchen aussehend. Häufig in Flüssen und in verunreinigtem Wasser. Oligosaprob.

Cocconeis communis Heib. (Taf. II, Fig. 20) Schalen mehr weniger rundlich eiförmig. Obere Schale mit Pseudorhaphe, untere mit echter Rhaphe und Mittelknoten. Endknoten fehlen. Zellen mehr oder weniger der Längsachse nach gebogen.

f. pediculus: Schalen stärker gekrümmt, 15—25 μ lang,

f. placentula: Schalen fast flach, 20—60 μ lang.

Beide Formen, besonders f. pediculus, kommen überall sehr häufig, besonders an den Algen (Cladophora u. a.) aufsitzend vor. Polysaprob.

3. Naviculoideae.

Schalenseite nach einer geraden oder bogigen Mittellinie und nach der Querachse symmetrisch. Gürtelseite nach Längs- und Querachse symmetrisch. Beide Schalen flach oder schwach gewölbt, mit einer geraden oder gebogenen Mittelrippe, einem Mittel- und zwei Endknoten. Oberfläche punktiert, gestreift oder gerippt.

Stauroneis Phoenicocentron Grun. (Taf. II, Fig. 21) Mittellinie der Schale ganz gerade, Mittelknoten bindenartig in die Quere gezogen. Schalenseite lanzettlich, 80—180 μ lang. Häufig in Gräben, Teichen und auch in Abwässern. Oligosaprob.

Navicula Bory.

Mittelknoten rundlich oder in die Länge, nie in die Quere gezogen.

Nav. (Pinullaria) viridis Kg. (Taf. II, Fig. 22) Lang elliptisch, 55—125 μ lang, von der Mitte nach den spitz abgerundeten Enden allmählich verdünnt, mit in der Mitte konvergierenden, die Mittellinie nicht erreichenden Rippen. Endknoten schief. Überall, in stehendem und fließendem Wasser, auch in Abwässern häufig. Polysaprob.

Nav. (Stauroptera) Brébissonii Kg. (Taf. III, Fig. 1). Schalenseite lang elliptisch, mit abgerundeten Enden, 25—65 μ lang. Querrippen die Mittellinie nicht erreichend, in der Mitte der Schalenseite durch ein glattes Querband unterbrochen, in der Mitte konvergierend, an den Enden parallel. Überall, auch in Schmutzwässern häufig. Polysaprob.

Nav. mesolepta Ehrbg. (Taf. III, Fig. 2) Schalen mit mehreren buckeligen Anschwellungen, 30—70 μ lang, Streifen bis fast zur Mittellinie reichend, in der Mitte stark konvergierend. Leicht kenntliche, überall, auch in Abwässern vorkommende Diatomee. Oligosaprob.

Nav. cuspidata Kg. (Taf. III, Fig. 3) Schalenseite breitlanzettlich, an den Enden leicht vorgezogen oder eingeschnürt und abgerundet. Querstreifen fast parallel bis an die starke Mittelrippe reichend, 25—150 μ lang. Häufig in stehendem, auch in fließendem und verunreinigtem Wasser. Mesosaprob.

Pleurosigma (Scalprum Corda). W. Sm. Schalenseite S-förmig gebogen. Die gebogene Rhaphe am Ende nach den entgegengesetzten Seiten umgebogen. Schalen außerordentlich fein quer- und längsgestreift.

Pl. attenuatum Sm. (Taf. III, Fig. 4) Schalenseite mäßig gekrümmt, 190—300 μ lang, von der Mitte nach den stumpf abgerundeten Enden bis auf $^2/_7$ der größten Breite verschmälert, mit längs- und querverlaufenden, sich rechtwinkelig schneidenden, sehr starken und deutlichen Streifen. Nicht selten in stehendem, oft auch in stark verunreinigtem Wasser. Polysaprob.

Pl. acuminatum Grun. (Taf. III, Fig. 5) Schalenseite mehr gekrümmt, 130—175 μ lang, nach den spitz abgerundeten Enden bis auf $^1/_5$ der größten Breite verschmälert. Streifung zarter. Vorkommen wie bei voriger Art. Polysaprob.

Gomphonema Ag.

Gürtelseite stark — Schalenseite schwach — keilförmig, mit Rhaphe, Mittel- und Endknoten. Zellen mit dem einen Ende (Fußende) meist auf gegabelten Gallertstielen festsitzend, von denen sie sich leicht loslösen und dann frei angetroffen werden. Gürtelseite gerade.

Gomph. acuminatum Ehrbg. (Taf. III, Fig. 6) Schalenseite keilförmig mit bauchiger Mitte, unten in einen ausgezogenen Fuß verschmälert, vor dem oberen Ende eingeschnürt, oben mit einem krönchen-

förmigen Kopfe, 45 –75 µ lang, $^1/_{10}$—$^1/_4$ so breit. Überall häufig, auch in Abwässern. Polysaprob.

Gomph. constrictum Ehrbg. (Taf. III, Fig. 7) Schalenseite mit bauchiger Mitte, vor dem oberen Ende eingeschnürt, so daß ein breiter und abgerundeter Kopf entsteht, 26–75 µ lang. Überall häufig, auch in Abwässern. Polysaprob.

Gomph. olivaceum Ehrbg. (Taf. III, Fig. 8) Schalenseite keilförmig, ohne Einschnürungen, von der Mitte nach oben verbreitert, gleich breit oder auch etwas verschmälert, am Ende abgerundet, 10–45 µ lang. In Flüssen und auch in verunreinigtem Wasser häufig. Polysaprob.

Rhoicosphenia curvata Grun. (Taf. III, Fig. 9) Zellen gestielt oder frei vorkommend. Gürtelseite gekrümmt, Schalenseiten schwach keilförmig mit abgerundeten Enden, 12–65 µ lang. Die konkave Seite mit Rhaphe und drei Knoten, die konvexe nur mit Pseudorhaphe. Auf verzweigten Gallertstielen anderen Algen aufsitzend oder frei lebend Überall, auch in Abwässern häufig. Oligosaprob.

Cymbella Ag.

Gürtelansicht symmetrisch langgezogen, Schalenseite unsymmetrisch. Rhaphe selten gerade, meist C-förmig gebogen.

Cymb. Ehrenbergii Kg. (Taf. III, Fig. 10) Mittelrippe fast gerade, Schalenseite etwas schief elliptisch oder lanzettförmig (Bauchseite weniger gekrümmt als die Rückenseite), 70–140 µ lang, $^1/_4$—$^1/_3$ so breit, mit leicht vorgezogenen stumpfen Enden. Mittelknoten stark, Querstreifen nicht granuliert, in der Mitte konvergierend.

In reinem, sowie auch in verunreinigtem Fluß- und Teichwasser. Oligosaprob.

Cymb. Cistula Kirchn. (Taf. III, Fig. 11) Mittelrippe stark gekrümmt. Schalen halboval, 2–4mal so lang als breit, mit stark konvexem Rücken und fast geradem oder in der Mitte wenig angeschwollenem Bauche, 20–80 µ lang. In Fluß- und Grabenwässern, sowie auch in Abwässern häufig; meist auf Gallertstielen festsitzend. Polysaprob.

Amphora Ehrbg.

Gürtelansicht symmetrisch elliptisch bis oval, mit glattem Gürtelband und quer gestreiften Schalen, Schalenseite assymmetrisch, halbmondförmig, Streifen granuliert, in der Mitte bis an den rundlichen Mittelknoten reichend.

Amph. ovalis (Taf. III, Fig. 12). Rhaphe zweimal gebogen, dem Bauchrande genähert, ebenso der Zentralknoten, assymetrisch, 11–100 µ

lang. Zellen gewöhnlich auf der Gürtelseite liegend. Überall, auch in Abwässern. Polysaprob.

Amph. Pediculus Grun. (A. minutissima Sm.) Ist der vorigen ähnlich, jedoch nur 12—40 μ lang und besitzt einen bandförmigen, quer verbreiteten Mittelknoten. Sehr häufig anderen Diatomeen (Nitschia, Surirella u. a.), sowie auch anderen festen Gegenständen aufsitzend. Allgemein, auch in Abwässern verbreitet. Polysaprob.

Epithemia Kg. (Cystopleura Bréb.)

Schalenseite bogig gekrümmt und unsymmetrisch nach der Längsachse, mit kräftigen vorspringenden Querrippen und mit punktierten Streifen zwischen denselben. Mittellinie, Mittel- und Endknoten unsichtbar.

Zwischen 2 Querrippen je 2 Punktreihen:

Ep. turgida Kg. (Taf. III, Fig. 13) Schalenseite bogig, an den etwas verzogenen abgerundeten Enden schwach verschmälert. Gürtelseite konvex, Querrippe stark in der Mitte konvergierend. 24—110 μ lang. Sehr häufig an Algen aufsitzend. Überall, auch in Abwässern häufig. Polysaprob.

Ep. sorex Kg. (Taf. III, Fig. 14) Kleiner als die frühere Art, Schalenseite meist mehr gekrümmt, mit stärker vorgezogenen Enden und schwächeren, in der Mitte weniger stark konvergierenden Rippen. 25—35 μ lang. Häufig in Teichen, Sümpfen, auch in Abwässern. Oligosaprob.

Ep. gibba Kg. (Taf. III, Fig. 15) Schalenseite schwach gekrümmt oder gerade, lang linear, mit geradem Bauchrande, in der Mitte des Rückens, mitunter auch an den Enden schwach angeschwollen, mit spitzen Enden und parallelen Querrippen, mit sehr zarten Punktreihen. 80—250 μ lang. Vorkommen wie bei Voriger. Oligosaprob.

Zwischen 2 Querrippen 3—4 Punktreihen:

Ep. Zebra Kg. (Taf. III, Fig. 16) Schalenseite schwach gekrümmt, mit abgerundeten, sehr schwach oder gar nicht vorgezogenen Enden, Gürtelseite mit parallelen Rändern. Rippen schwach konvergierend. 18—90 μ lang. Vorkommen wie bei Voriger. Oligosaprob.

Nitzschia Hass.

Zellen frei, nach der Längsachse etwas unsymmetrisch, indem nur ein Rand knotenförmige Verdickungen (Kielpunkte) trägt, welche bis zu kurzen Rippen verlängert sein können. Gürtelband und Schalenseite im spitzen Winkel (Querschnitt rhombisch), Mittelrippe und Knoten fehlen.

Nitzschia (Nitzschiella) acicularis Sm. (Taf. III, Fig. 17) Schalenseite lang lanzettlich, in lange, dünne Enden ausgezogen, hin und wieder gebogen. Gürtelansicht linear mit zugespitzten Enden. Länge 35—50 μ. Überall, auch in verschmutztem Wasser. Polysaprob.

Nitzsch. sigmoidea Sm. (Taf. III, Fig. 18) Große Diatomee, 100—500 μ lang. Gürtelseite S-förmig gekrümmt, an den Enden gerade abgestutzt, nicht verschmälert. Schalenseite mit keilförmig zugespitzten Enden. Sehr häufig in stehendem, auch in verunreinigtem Wasser. Polysaprob.

Nitzsch. linearis Sm. (Taf. III, Fig. 19) Gürtelansicht gerade, linear, mit abgerundeten oder abgestutzten, Schalenseite mit lang zugespitzten Enden. Häufig in stehendem, auch in verunreinigtem Wasser, 50—150 μ lang. Oligosaprob.

Nitzsch. communis Rabh. (Taf. III, Fig. 20) Gürtelseite breit oder schmal linear, mit verdünnten Enden. Schalenseite lanzettlich. Starke Kielpunkte. 20—30 μ lang. Häufig in Abwässern. Polysaprob.

Nitzsch. (Hantschia) amphioxys Grun. (Taf. III, Fig. 21) Schalenseite schwach gebogen, mit parallelen Bauch- und Rückenrändern, elliptisch lanzettlich bis linear, mit kopfförmigen Enden, 40—150 μ lang. Häufig in stehendem und auch in verunreinigtem Wasser. Polysaprob.

Surilelloideae.

Schalen symmetrisch zur Längsachse, mit 2 geflügelten, oft quergerippten Randkielen. Ohne Knoten.

Cymatopleura Solea Bréb. (Taf. III, Fig. 22) Schalen in der Querrichtung wellig, aus- und einwärts gebogen. Schalenseite länglich, mit eingeschnürter Mitte, kurzen, randständigen Rippen und punktierten Querstreifen. 50—300 μ lang. Gürtelseite stabförmig, mit welligen Erhebungen. In Teichen und Gräben, auch in verunreinigtem Wasser häufig. Polysaprob.

Cym. elliptica Bréb. (Taf. III, Fig. 23) Schalenseite elliptisch oder oval, in der Mitte am breitesten. Punktierte Querstreifen undeutlich, sonst der Vorigen ähnlich. 60—150 μ. Vorkommen wie bei Voriger. Polysaprob.

Conjugatae (Jochalgen).

Einzellige, einzeln oder zu fadenförmigen Cönobien verbundene Algen.

Die einzeln lebenden Formen (Desmidiaceen) besitzen häufig eine aus zwei Stücken zusammengesetzte Membran, welche meist durch Einschnürung zwei symmetrische Hälften bildet (vergl. Abb. 45 und Tafel IV).

Im Zellinhalte befinden sich, außer dem Kerne, durch Chlorophyll intensiv grün gefärbte »Chromatophoren«, welche meist charakteristische Gestalten von Platten, Bändern oder Sternen annehmen.

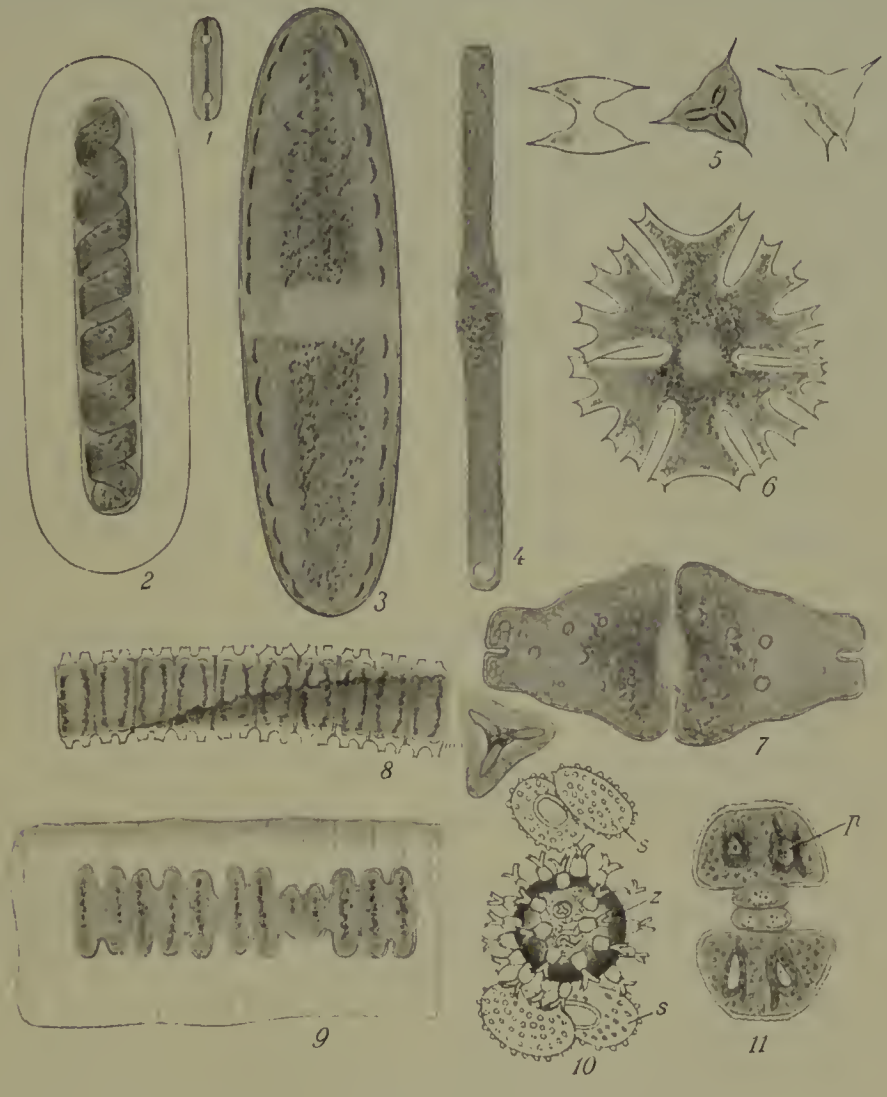


Abb. 45. Desmidiaceae.

1. Mesotaenium Endlicherianum 260×
2. Spirotaenia condensata 260×
3. Penium digitus 260×
4. Docidium baeculum 260×
5. Staurastrum cuspidatum 260×
6. Micrasterias Crux Melitensis 350×
7. Euastrum didelta 260×
8. Desmidium Schwartzii 260×
9. Sphaerozosma vertebratum 260×
10. Cosmarium margaritiferum, z = Zygospore, s = leere Schalenhälften, stark vergr.
11. Cosmarium Botrytis im Momente der Teilung, p = Pyrenoid.

(Fig. 1 nach Naegeli [aus Kirchner], Fig. 10 nach Ralfs, Fig. 11 nach de Bary [aus Wettstein], Fig. 6 Original. Alle anderen Figuren nach Cooke)

Außer den in verschiedener Anzahl vorkommenden Pyrenoiden[1]) (Abb. 45, Fig. 11 p) ist im Zellinhalte fast stets auch Stärke vorhanden.

[1]) Pyrenoid = Aus einem in eine Stärkehülle eingeschlossenen Eiweißkern bestehender zellkernartiger Körper.

Die Vermehrung erfolgt entweder durch einfache Zellteilung oder durch Konjugation (Kopulation). Im letzteren Falle derart, daß zwei unbewegliche Zellen verschmelzen und eine Zygospore bilden, welche durch Keimung zu einem neuen Pflänzchen heranwachsen kann (Abb. 45, Fig. 10).

Die Zygosporen (Abb. 45, Fig. 10 *z*) sind häufig durch merkwürdige Membranauswüchse (Stacheln, Warzen u. a.) auffallend.

Die Jochalgen kommen nur im Süßwasser vor. Die meisten von ihnen leben ausschließlich in reinem Wasser und sind als die echten Katharobien zu bezeichnen. Manche von ihnen können jedoch auch in verschmutzten Wässern ihr Fortkommen finden.

Die Jochalgen zerfallen in drei Familien, welche durch deutliche Übergänge miteinander verbunden sind:

1. Zellen einzeln, seltener zu mehreren zu Fäden verbunden; meist durch eine in der Mitte der Zelle erfolgte Einschnürung in zwei gleiche Zellhälften geteilt. Die Zellmembran fast stets skulpturiert:

   Desmidiaceae.

2. Zellen zu unverzweigten, gleichartigen, zylindrischen Fäden verbunden. Die Zellmembran glatt, ohne Einschnürung in der Mitte:

   I. Der ganze Inhalt der kopulierenden Zelle geht in die Zygospore über:

   Zygnemaceae.

   II. Nur ein Teil des Inhaltes nimmt an der Bildung der Zygospore teil, der andere verbleibt als vegetative Zelle:

   Mesocarpaceae.

1. Familie: **Desmidiaceae** (Abb. 45 und Taf. IV).

Bilden sehr verschieden geformte, einzellige, dreieckige, vieleckige oder halbmondförmige, oft mit Spitzen und Zacken versehene, grüne Komplexe, welche häufig zu ganzen Kolonien zusammengestellt sind und durch ihre hübschen, kleinen und zierlichen Formen auffallen. Sie gehören zu den zierlichsten Algen.

Einzelne von ihnen kommen auch im verschmutzten Wasser vor. Sie leben so wie alle anderen grünen Algen, in offenen, besonders in kalkarmen Gewässern.

Durch den Mangel an Kieselschalen, sowie durch die rein grüne Färbung sind sie von den Diatomeen gründlich verschieden.

Die Vermehrung der Desmidiaceen erfolgt meist vegetativ durch Teilung der Zelle derart, daß nach der Kernteilung von der Mitte der

Zellhälften, welche früher auseinanderrücken, neue Zellhälften gebildet werden (Abb. 45, Fig. 11). Es geschieht nicht selten, daß sich dann solche Individuen noch vor dem beendeten Wachstum lostrennen, wodurch dann die Zellen von ungleichgroßen Hälften entstehen.

Außer der vegetativen Vermehrung ist bei den Desmidieen auch die geschlechtliche Vermehrung durch Konjugation (Bildung von Zygosporen) bekannt.

Diese erfolgt in der Weise, daß sich zwei konjugierende Zellen durch Aufreißen öffnen und der beiderseitig austretende Zellinhalt miteinander verfließt und sich mit einer Membran umgibt (Abb. 45, Fig. 10).

Die Vermehrung durch Bildung von Zygosporen erfolgt meist erst gegen Ende der Vegetationsperiode. Die Zygosporen bilden dann eine Art Dauerzellen, welche nach der durchgemachten Ruheperiode und Eintreten von günstigen Lebensbedingungen zu keimen anfangen und neue vegetative Zellen bilden.

Die meisten Desmidien bevorzugen das reine Wasser und kommen vornehmlich in Wasseransammlungen vor, welche sich in der Nähe der Torfmoore oder in denselben befinden.

In verunreinigten Wässern kommen nur wenige Desmidien vor.

Das Chlorophyll tritt im Inhalte der Zellen in Form von Platten oder Bändern auf.

A. Zellen einzeln lebend, in der Mitte nicht eingeschnürt:

Mesotaenium Naeg. Zellen kurz, stäbchenförmig, mit abgerundeten Enden. Das Chromatophor bildet eine einfache Platte.

M. Endlicherianum Naeg. (Abb. 45, Fig. 1) In Gräben und Sümpfen.

Spirotaenia Bréb. Zellen gerade, zylindrisch, an beiden Enden halbkugelig abgerundet. Das Chromatophor bildet ein- oder mehrere wandständige Spiralbänder.

Sp. condensata Bréb. (Abb. 45, Fig. 2) In Torfgräben.

Penium Bréb. Zellen walzen- oder spindelförmig, an den Enden abgerundet. Die Chromatophoren bilden mehrere, in der Achse der Zelle zusammenstoßende, in der Scheitelansicht sternförmig angeordnete Chlorophyllplatten.

P. Digitus Bréb. (Abb. 45, Fig. 3) In Torfgräben häufig.

Closterium Nitzsch.

Zellen gerade oder mehr weniger mitunter bis sichelförmig gebogen, von ansehnlicher Größe, mit farblosem Plasma und an jedem Ende mit einer Gipskriställchen führenden Vakuole. Die Chromatophoren verlaufen der Längsachse nach.

1. Zellen wenig gebogen, nach den Enden zu allmählich verdünnt. Rückseite konvex, Bauchseite fast geradlinig:

Cl. Lunula Ehrbg. (Taf. IV, Fig. 4) Halbmondförmige, 80 bis 100 μ breite, 400—600 μ lange Zellen mit stark konvexem Rücken. In Teichen und Gräben, sowie auch in Abwässern häufig. Mesosaprob.

Cl. acerosum Ehrbg. (Taf. IV, Fig. 3) Bedeutend schlanker als die vorherbeschriebene Art, 20—50 μ breit und 210—700 μ lang. Vorkommen wie bei vorstehender Art. Polysaprob.

2. Zellen sichelförmig gebogen, mit allmählich verdünnten Enden, Bauchseite konkav, Rückenseite stark konvex:

Cl. parvulum Naeg. (Taf. IV, Fig. 5) Halbkreisförmig gebogen, mit spitzen Enden, 7—16 μ dick und 40—130 μ lang.

Überall, auch in Abwässern häufig. Polysaprob.

Cl. moniliferum Ehrbg. (Taf. IV, Fig. 1) Zellen sichelförmig gebogen, mit an der konkaven Seite deutlich angeschwollener Mitte, 45—70 μ breit und 300—480 μ lang. Polysaprob.

Cl. Leibleini Kg. (Taf. IV, Fig. 2) Dem vorigen ähnlich, jedoch kleiner und stärker gekrümmt, mit zugespitzten Enden, 40—60 μ breit und bis 360 μ lang. Beide Arten sehr häufig in Teichen, Gräben, Sümpfen, sowie in Abwässern. Polysaprob.

B. Zellen einzeln lebend, in der Mitte eingeschnürt:

Pleurotaenium Naeg.

Zellen gerade, lang zylindrisch, gegen die Enden schwach verschmälert, mit großen Endvakuolen. Chromatophoren in wandständigen Bändern, mit Pyrenoiden.

Pl. nodulosum DB. (Taf. IV, Fig. 6) Zellen 40—60 μ lang, in der Mitte beiderseits wellenförmig angeschwollen. Mittel-Einschnürung von einer braunen Leiste umgeben. — In Teichen, Sümpfen, sowie in verunreinigtem Wasser häufig. Oligosaprob.

Docidium Bréb. Zellen gerade, meist zylindrisch, stabförmig. Chromatophor mit tiefen Längsfurchen.

D. baculum Bréb. (Abb. 45, Fig. 4) Häufig.

Staurastrum. Zellen, von einem Pole aus betrachtet, 3—5eckig.

S. cuspidatum Bréb. (Abb. 45, Fig. 5.)

Cosmarium (Corda) Lund (Ursinella Turp.).

Zellen rund oder oval, in der Mitte mehr oder weniger eingeschnürt, mit glatter warziger oder mit Grübchen versehener Membran. Chlorophyll in vier oder mehr vereinigten Platten.

Cosm. margaritiferum Menegh. (Taf. IV, Fig. 7) Zellhälften nierenförmig oder oval, gleichmäßig abgerundet, mit Warzen besetzt, 25—60 μ breit, 40—70 μ lang. Die Einschnürungsstelle 10—20 μ lang. Polysaprob.

Cosm. Botrytis Menegh. (Taf. IV, Fig. 8) Zellhälften mit breiter Basis, gegen die Spitze zu verschmälert und am Scheitel ab-

gestutzt, mit gleichmäßigen Warzen besetzt, 25—70 μ breit und 10—100 μ lang. Polysaprob.

Cosm. Meneghini Bréb. (Taf. IV, Fig. 9) Zellhälften halbkreisförmig oder fast viereckig, mit breitgerundeten Ecken und abgestutzten, oft ausgerandeten Enden. Zellen 9—34 μ lang und 9—26 μ breit. Polysaprob.

Alle drei genannten Cosmarienarten kommen sehr häufig im stehenden Wasser vor, mitunter auch in stark verunreinigten Abwässern.

Micrasterias Ag. Zellen sternförmig, scheibenförmig zusammengedrückt.

M. Crux Melitensis Ralfs (Abb. 45, Fig. 6).

Euastrum Ralfs. Zellen strahlig gelappt, an beiden Enden ausgerandet.

E. didelta Ralfs (Abb. 45, Fig. 7).

C. Zellen zu Reihen geordnet:

Desmidium Ag. Zellen am Querschnitte 3—4eckig, mit Einschnürung in der Zellmitte.

D. Schwartzii Ralfs (Abb. 45, Fig. 8). Zellen am Querschnitte dreieckig, direkt aneinanderliegend, zu schwach gedrehten Fäden verbunden.

Sphaerozosma Corda. Zellen durch warzenförmige Fortsätze miteinander verbunden. Mit Einschnürung in der Zellmitte.

Sph. vertebratum Ralfs (Abb. 45, Fig. 9). Zellen kurz zylindrisch, mit scharfer, schmaler Einschnürung an der Zellmitte, mit Gallertmembran.

2. Familie: Zygnemaceae.

Bilden zarte, lange, unverzweigte Fäden mit sehr charakteristisch geformten Chlorophyllplatten, die bald zu Bändern, bald zu Sternformen gruppiert sind. Zellmembran glatt, ohne Einschnürung und Teilung in der Mitte. Die Vermehrung erfolgt durch Kopulation derart, daß je zwei Zellen der nebeneinander liegenden Fäden sich verbinden und ihren ganzen protoplasmatischen Inhalt zusammentreten lassen, welcher sich dann mit einer Membran umgibt und die Zygospore bildet (Taf. IV, Fig. 10, 11, 12 Z und Taf. V. Fig. 1 Z).

Die Zygnemaceen gehören zu den Algen, welche in stagnierenden Wässern, insbesondere im ersten Frühlinge und im Herbst, manchmal als eine Massenvegetation vorkommen. Sie bilden meist lose, watteartige, etwas schlüpfrige Flocken (Watten) von lebhaft grüner Farbe, welche die kleinen Wasseransammlungen nicht selten vollkommen ausfüllen. Einige von ihnen sind als Saprobien bekannt.

A. Chromatophoren sternförmig: Zygnema Kg.

Zygn. stellinum (Wauch) Ag. (Taf. IV, Fig. 10) Zellen gewöhnlich quadratisch, 25—36 μ dick. Chlorophyll in zwei sternförmigen Chromatophoren. In stehendem, auch in schwach verunreinigtem Wasser. Oligosaprob.

B. Chromatophoren in schraubig gewundenen Bändern: Spirogyra Lk.

Spir. gracilis (Hass) Kg. (Taf. IV, Fig. 11). Zellen 13 - 16 μ dick, 4—10mal so lang. Chlorophyllband mit 2 - 3½ Umgängen. Zerstreut in stehendem und langsam fließendem, auch in verunreinigtem Wasser. Polysaprob.

Spir. porticalis (Müll) Cleve (Taf. IV, Fig. 12). Zellen 36 — 43 μ breit, bis 6mal so lang. Chlorophyllband mit 2—4½ Umgängen. Mesosaprob.

Spir. nitida Lk. (Taf. V, Fig. 1) Zellen 54 — 77 μ dick, 1 — 3mal so lang, mit 3 — 4 parallelen, eng nebeneinander liegenden Chlorophyllbändern mit 1 — 1½ Umgängen. Sehr häufig in stehendem sowie auch in verunreinigtem Wasser. Polysaprob.

Spir. crassa Kg. (Taf. V, Fig. 2) Zellen 120 — 150 μ dick, ½ — 2mal so lang, mit 4 breiten Chlorophyllbändern von je 1 — 1½ Umgängen. Zerstreut in stehendem, sowie verunreinigtem Wasser. Polysaprob.

3. Familie: Mesocarpaceae.

Zellmembran und Zellenform wie bei Zygnemaceen. Die Vermehrung erfolgt durch Kopulation, wobei, zum Unterschiede von der früheren Familie, nur ein Teil des Inhaltes der kopulierenden Zellen an der Bildung der Zygospore teilnimmt.

Mougeottia genuflexa (Dillw.) Ag. (Serpentinaria S. F. Gray. — Taf. V, Fig. 3). Das Chlorophyll befindet sich in einer axillen Platte, Fäden oft knieförmig gebogen und mit anderen Fäden verwachsen. Zellen 25—33 μ dick und 2 — 5mal so lang. In stehendem, sowie in verunreinigtem, besonders in kalkreichem Wasser häufig. Oligosaprob.

III. Euthallophyta (Echte Lagerpflanzen).

Einzellige Pflanzen oder Cönobien, häufig auch vielzellig. Jede Zelle ist differenziert in Membran, Plasma und Kern.

Die geschlechtliche Fortpflanzung vorhanden oder fehlend.

Die Euthallophyten zerfallen in zwei große Klassen, und zwar in die Chlorophyceae (Grünalgen) und die Fungi (Pilze). Die Grünalgen sind durch den Besitz von Chlorophyll ausgezeichnet, welcher sie befähigt, unter Mitwirkung des Lichtes die Kohlensäure zu assimilieren (s. u.), die Pilze besitzen dagegen kein Chlorophyll und sind daher nicht imstande, zu assimilieren.

Chlorophyceae (Grünalgen).

(Algen im engeren Sinne.)

Der Bau der Algen ist sehr mannigfaltig. Bald bestehen sie aus einer einzigen Zelle, bald bilden sie aneinandergereihte Zellenglieder

oder zusammengesetzte Komplexe (s. Abb. 46, 47 u. 50 u. Taf. V). In den meisten Fällen lassen solche Zellenkomplexe den Unterschied zwischen Basis und Spitze wahrnehmen. Jede Zelle enthält einen bis zahlreiche Kerne.

Die Algen gehören, wie schon gesagt wurde, zu den chlorophyllhaltigen Pflanzen, welche sich dadurch auszeichnen, daß sie imstande sind, unter dem Einflusse des Sonnenlichtes zu assimilieren, d. i. aus Kohlensäure, Wasser und gewissen anorganischen Salzen sich in organische Verbindungen, welche sie zu ihrer Ernährung brauchen, umzusetzen. Das Produkt der Assimilation ist meist Stärke, selten fettes Öl.

Der Chlorophyllfarbstoff findet sich entweder rein oder durch beigemengte Farbstoffe gelb, blau, rot oder braun verfärbt. Er bildet, ebenso wie die verwandten Farbstoffe, die wesentliche Trennung der Algen von den Pilzen. Die Zellmembran besteht aus Zellulose und wird häufig in einzelnen Schichten zu Schleim umgewandelt oder häufig auch mit kohlensaurem Kalk inkrustiert (Characeae).

In den meisten Fällen ist der Chlorophyllfarbstoff an gewisse Partien des Plasma gebunden, welche als Farbstoffträger (Chromatophoren) bezeichnet werden.

Die Fortpflanzung der Algen ist außerordentlich mannigfaltig und kann in eine ungeschlechtliche und eine geschlechtliche eingeteilt werden.

Als die einfachste Form der ungeschlechtlichen Fortpflanzung ist die Zellteilung anzusehen, indem sich die Mutterzelle in zwei Zellen (Tochterzellen) spaltet, welche sich später von einander lostrennen, oder es erfolgt die sogenannte Fragmentation der Zellfamilien, indem sich einzelne Zellen oder ganze Zellkomplexe loslösen und zu einem neuen Thallus heranwachsen.

Eine weitere Form der ungeschlechtlichen Fortpflanzung erfolgt durch lebhafte Zellteilung in verschiedenen Richtungen, wodurch kleine Häufchen unregelmäßig angeordneter Zellen entstehen, welche durch Heraustreten aus der Mutterzelle das sogenannte Palmellenstadium darstellen.

Die am häufigsten vorkommende Art ungeschlechtlicher Fortpflanzung wird durch die Schwärmsporen (Zoosporen) dargestellt. Sie bilden sich bei den meisten grünen Algen als membranlose mit eigener Ortsbewegung begabte Zellen, welche mit haarförmigen Gebilden (Zilien, Flimmerhaare) versehen sind. Nach einer Zeit des Schwärmens gelangen sie zur Ruhe, umgeben sich mit einer Membran und wachsen zu einem neuen Individuum heran.

Die geschlechtliche Vermehrung erfolgt größtenteils in der Weise, daß zwei membranlose Zellen miteinander in Berührung treten und verschmelzen. Solche Zellen werden als »Gameten« bezeichnet, welche

durch ihre Verbindung (Kopulation) eine neue Zelle (Zygote) erzeugen.

Die Verbindung der Gameten erfolgt meist auf zweierlei Arten:

1. Beide Gameten sind beweglich, mit je 2 Zilien versehen. Sie verbinden sich, nachdem sie die Mutterzelle verlassen haben und einige Zeit umhergeschwärmt sind. Die entstandene Zelle (Zygote) verliert die Bewegung und entwickelt sich in ihrem Ruhestande weiter (Confervaceen, Protococcaceen — Abb. 47, Fig. 3 *e*, Abb. 46, Fig. 6 *c* u. *d* und Tafel V, Fig. 9).

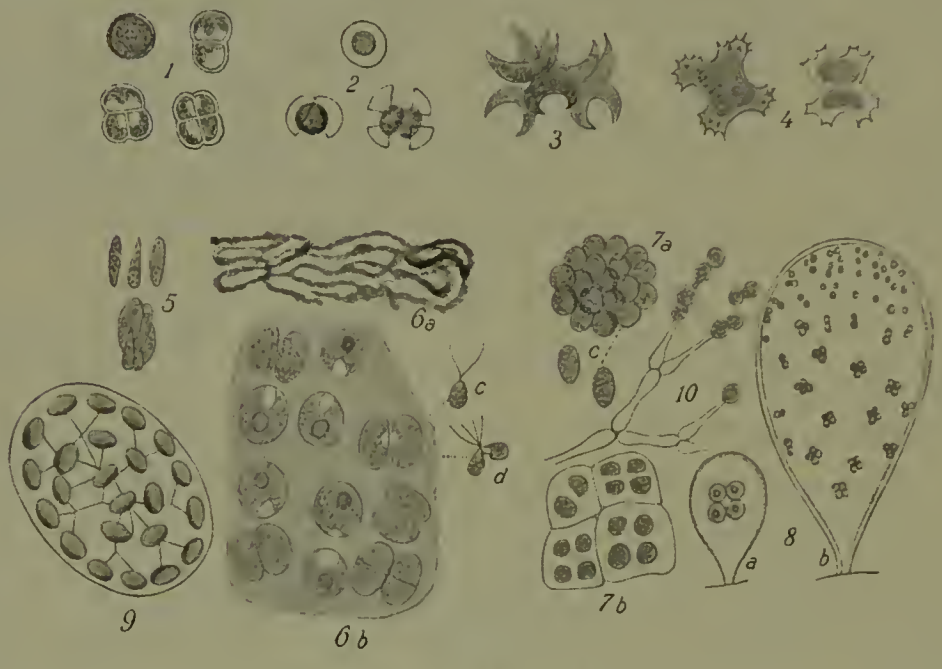


Abb. 46. Tetrasporaceae.

1. Pleurococcus vulgaris 400×
2. Schizochlamys gelatinosa 225×
3. Selenastrum bibraianum 320×
4. Polycdrium enorme 300×
5. Dactylococcus infusionum 450×
6. Tetraspora lubrica. *a* = Cönobium etwas verkleinert, *b* = Stück desselben 520×, *c* = Zoospore, *d* = Gameten in Kopulation 520×
7. Botryococcus Braunii. *a* = Cönobium, *b* = Zellen in der Teilung, *c* = freie reife Zellen 300×
8. Apiocystis Brauniana. *a* = ein junges, *b* = ein altes Cönobium 300×
9. Dictyosphaerium Ehrenbergianum Cönobium 300×
10. Mischococcus confervicola. Cönobium stark vergrößert.

(Fig. 1, 3, 8 *a* und 10 nach Wille [aus Wettstein], 5 nach Naegeli [aus Kirchner] 6 *a* nach Wettstein, alle anderen Figuren nach Cooke.)

2. Die Verbindung wird durch eine bewegliche, mit Zilien versehene Gamete (Spermatozoid. — Abb. 51, Fig. 5) und durch eine unbewegliche (Ei. — Abb. 51, Fig. 7 *o*) durchgeführt, welch letztere, durch das Spermatozoid befruchtet, sich zu einer Eizelle (Oospore. — Abb. 51, Fig. 6) entwickelt. Die Mutterzelle der Spermatozoiden heißt Antheridium (Abb. 51 *a*), die des Eies Oogonium (Abb. 51 *o*).

Die Algen spielen unter allen Wasserpflanzen die größte Rolle. Sie vegetieren am besten in langsam fließendem oder stagnierendem

Wasser, in Teichen, Gräben, Tümpeln u. a. bald auf demselben herumschwimmend, bald schleimige grüne bis schwarze Überzüge oder Anflüge an den im Wasser befindlichen Gesteinen, sowie anderen darin vorkommenden Gegenständen oder am Boden absetzend.

Manche Süßwasseralgen erreichen sehr beträchtliche Größen (große Watten der Conferven, unterseeische Chara-Wiesen u. a.).

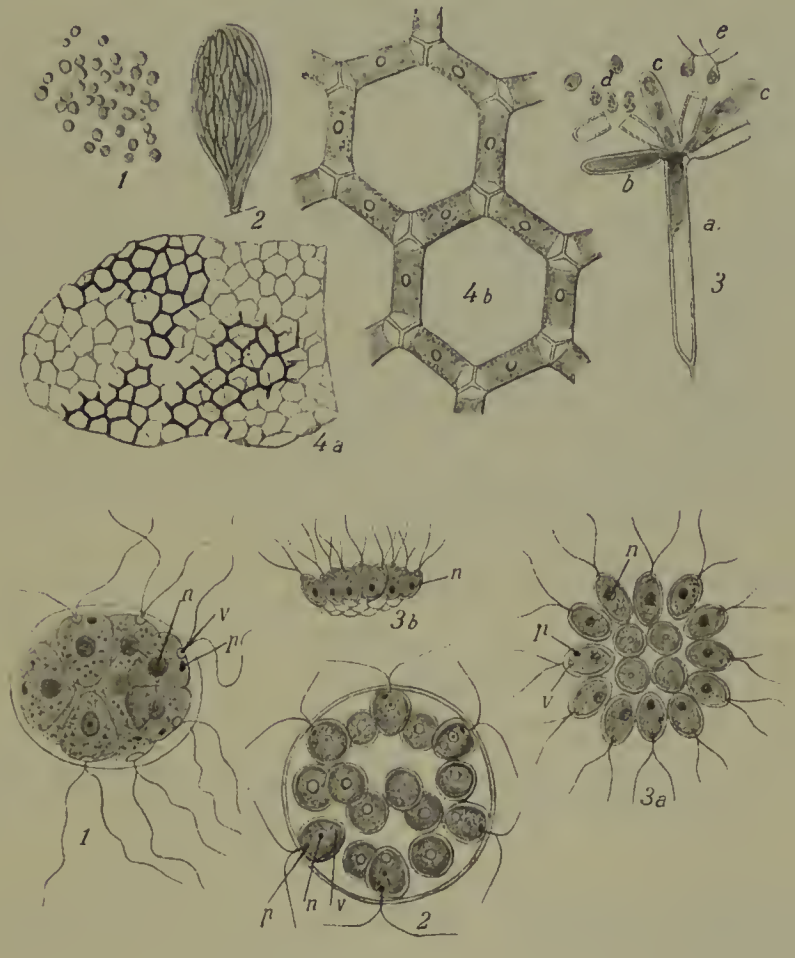


Abb. 47.

Obere Hälfte: Protococcaceae.

1. Protococcus viridis 300×
2. Characium Naegelii. Der Inhalt der Zelle in Schwärmsporen zerfallen 600×
3. Sciadium arbuscula *a* = die Zellen vor, *b* = während und *c d* = nach der Zoosporenbildung, *e* = Zoosporen 600×
4. Hydrodictyon utriculatum. *a* = Stück des Cönobiums etwas verkleinert, *b* = eine Partie desselben stark vergrößert.

(Fig. 1 und 4*a* nach Cooke, 2 nach Hansgirg, 3 nach Braun, 4*b* nach Wettstein, 3 aus Wettstein.)

Untere Hälfte: Volvocaceae.

1. Pandorina morum. 16zelliges Cönobium 320×
2. Eudorina elegans. 16zelliges Cönobium 300×
3. Gonium pectorale. *a* = Cönobium von oben, *b* = dasselbe von der Seite 260×, *n* = nucleus, *v* = Vakuole, *p* = Pigmentfleck.

(Fig. 1 nach Pringsheim aus Wettstein, 2, 3 nach Stein aus Cooke.)

Die meisten der Algen bedürfen zu ihrem Fortkommen ein relativ reines Wasser und Zutritt des Lichtes.

Es gibt nur wenige von ihnen, welche im verschmutzten Wasser vorkommen, und noch weniger solche, welche als typische Saprobien direkt als Zeichen einer Wasserverunreinigung dienen können.

Protococcoideae.

Zu den Protococcoideen gehören sehr viele kleine einzellige Algen, welche entweder einzeln oder zu vielen beisammen leben und sich durch das manchmal massenhafte Vorkommen auszeichnen. In den aus vielen Zellen zusammengesetzten Körpern sind die Zellen entweder regellos verteilt, oder in bestimmt geformten Familien (Cönobien).

Die meisten Protococcoideen stellen unbewegliche Formen dar, nur manche von ihnen sind beweglich.

Die Vermehrung erfolgt meist durch einfache Zellteilung oder auch durch Bildung von Schwärmsporen.

1. Vegetative Zustände unbeweglich:
   - I. Vegetative Zellteilung vorhanden. Diese führt zur Vergrößerung der Kolonien:
     - *a*) Ohne Schwärmsporen: Pleurococcaceae.
     - *b*) Mit Schwärmsporen: Tetrasporaceae.
   - II. Vegetative Zellteilung fehlt. Die Vermehrung erfolgt ausschließlich durch Schwärmsporenbildung: Protococcaceae.
2. Vegetative Zustände (einzelne Zellen oder ganze Familien) beweglich: Volvocaceae.

Pleurococcaceae.

Einzellige oder durch wiederholte Zellteilung Cönobien bildende Algen. Vermehrung ausschließlich durch Zellteilung.

Pleurococcus Menegh. Zellen klein, mehr weniger rund, mit dünner Zellmembran, meist zu unregelmäßigen Familien vereinigt vorkommend.

Pl. vulgaris Menegh. (Abb. 46, Fig. 1) Bildet an Bäumen, Mauern und Brettern einen grünen Überzug. Außerordentlich häufig.

Scenedesmus Meyen.

Zellen ei- bis spindelförmig, gewöhnlich zu 2—16 zu Familien verbunden.

Sc. quadricauda (Turp.) Bréb. (Sc. caudatus Corda. — Taf. V, Fig. 4) Zellen oblong zylindrisch, 4—12 μ dick, 8—30 μ lang, zu 2—8 im Verbande, beiderseits abgerundet, die Endzellen mit je einem Stachel an den Enden. In stehendem und fließendem Wasser häufig. Oligosaprob.

Sc. obliquus Kg. (Taf. V, Fig. 5). Zellen spindelförmig zugespitzt. 4—10 μ dick und 5—20 μ lang. Mit voriger Art. Oligosaporob.

Schizochlamys A. Br. Die Zellen unregelmäßig in einer Gallerte eingelagert und durch die Stückchen der schalenartig abspringenden Mutterzellmembran umgeben.

Sch. gelatinosa A. Br. (Abb. 46, Fig. 2) In stagnierenden Wässern und Sümpfen ziemlich häufig.

Rhaphidium Kg.

Die Zellteilung erfolgt in der Richtung der Längsachse. Zellen lang zylindrisch oder nadelförmig, oft zu büschelartigen Gruppen vereinigt.

Rh. polymorphum Fres. (Micrasterias Corda. — Taf. V, Fig. 6) Veränderliche Art. Zellen gewöhnlich 1·5—3·6 μ dick, bis 30mal so lang, nadel- oder spindelförmig, gerade oder gekrümmt, mitunter spiralig gewunden, und zu bündelförmigen Familien geordnet. In stehendem Wasser, sowie auch in verunreinigtem Wasser häufig. Oligosaprob.

Selenastrum Reinsch. Zellen breit, halbmondförmig gekrümmt, meist zu 4—8 zu Familien verbunden.

S. bibraianum Reinsch. (Abb. 46, Fig. 3) In stagnierendem Wasser; ziemlich selten.

Polyedrium Naeg. Zellen mit zugespitzten Enden oder mit drei kürzeren oder längeren Spitzen.

P. enorme By. (Abb. 46, Fig. 4) In stagnierendem Wasser.

Tetrasporaceae.

Einzellige oder durch wiederholte Zellteilung zu Kolonien verbundene Algen. Bei den in Kolonien lebenden befinden sich die Einzelzellen häufig in einem gemeinsamen Gallertlager eingebettet. Vermehrung geschlechtlich.

Dactylococcus Naeg. Zellen oval oder spindelförmig, einzeln oder in Kolonien.

D. infusionum Naeg. (Abb. 46, Fig. 5) Häufig in stehenden Wässern.

Tetraspora Naeg. Zellen frei, in schleimigem, blaß oder schmutziggrün gefärbtem unregelmäßigen Gallertlager.

T. lubrica Naeg. (Abb. 46, Fig. 6) — In stagnierendem Wasser.

Botryococcus Kg. Zellen eiförmig oder keilförmig, zu traubenartigen mit einer Gallerthülle umgebenen Massen vereinigt.

B. Braunii Kg. (Abb 46, Fig 7) In stagnierenden Wässern.

Apiocystis Naeg. Zellen in kleine birnförmige Bläschen vereinigt, sehr häufig anderen Algen aufsitzend.

A. Brauniana Naeg. (Abb. 46, Fig. 8) An Fadenalgen in Sümpfen.

Mischococcus Naeg. Die Zellen sitzen auf verästelten Gallertstielen, zu bäumchenförmigen Kolonien vereinigt, den Fadenalgen auf.

M confervicola Naeg. (Abb. 46, Fig. 10) An Cladophora Oedogonium u. a. in Sümpfen und kleineren Wasseransammlungen.

Dictyosphaerium Naeg. Zellen mit dünnen Fäden miteinander verbunden, in rundlichen Gallertmassen eingeschlossen

D. Ehrenbergianum Naeg. (Abb. 46, Fig 9) In stagnierendem Wasser.

Protococcaceae.

Zellen einzeln oder in ungeordneten oder regelmäßig geordneten Kolonien beisammen. Vegetative Zellteilung fehlt. Die Vermehrung erfolgt durch Schwärmsporenbildung.

Protococcus Ag. Zellen kugelig, mit dünner Membran, einzeln oder in Haufen. Sie bilden einen etwas schleimigen grünen Überzug an den Wänden des Glases, in welchem das Wasser eine längere Zeit gestanden ist. Hiezu gehören auch die vielen Algen, in welchen man seinerzeit den sogenannten »Bildungsschleim« gesehen hat, aus dem sich später organisierte Pflanzen und Tiere entwickeln. Viele der grünen kugeligen Zellen, welche man in solchen Überzügen findet, können tatsächlich verschiedene Entwicklungszustände höherer Algen darstellen, beispielsweise die zur Ruhe gekommenen Schwärmsporen u. a. Die Gattung Protococcus erscheint überhaupt als solche recht zweifelhaft.

Pr infusionum Kirchn. In stehendem und fließendem Wasser häufig.

Pr. viridis Ag. (Abb. 47, Fig. 1) Lebt mit Pleurococcus (s. S. 108) vergesellschaftet an Baumstämmen, Steinen, Mauern, Brettern u. a.

Characium A. Br. Zellen mehr weniger länglich, mit einem Stiele den Algen und anderen im Wasser befindlichen Pflanzen aufsitzend.

Ch. Naegelii A. Br. (Abb. 47, Fig. 2) An Fadenalgen in stagnierendem Wasser.

Sciadium A. Br. Zellen in einfachen Familien mit einem scheibenförmigen Grunde festsitzend.

Sc. arbuscula A. Br. (Abb. 47, Fig. 3) In Teichen und Sümpfen zerstreut.

Pediastrum Meyen.

Polyedrische Zellen zu tafelförmigen oder runden Verbänden geordnet. Die Randzellen meistens anders gestaltet (ausgebuchtet u. a.).

Ped. Boryanum Men. (Taf. V, Fig. 7) Randzellen der scheibenförmigen Familien zweilappig. Zellen des mittleren Scheibenstückes lückenlos miteinander verbunden. Familien 8—128zellig, meist 16zellig. Zellen 20—25 μ breit.

In stehenden Gewässern, auch in verunreinigtem Wasser häufig. Oligosaprob.

Ped. tetras Ralfs (P. Ehrenbergii A. Br. — Taf. V, Fig. 8). Familien 7—16zellig. Randzelle mit 2 Lappen, deren jeder ausgerandet oder ausgebuchtet ist. Mittelzellen schließen dicht aneinander. Zellen 10—12 μ breit. Vorkommen wie bei voriger Art. Oligosaprob.

Hydrodyction Kg. (Wassernetz) Zellen zylindrisch, regelmäßig zu einem freischwimmenden Netze von meist fünfeckigen Maschen vereinigt. Das Wassernetz kann eine beträchtliche Länge bis $^1/_3$ *m* erlangen und tritt manchmal in ungeheuren Mengen auf.

H. utriculatum (L.) Lagerheim (Abb. 47, Fig. 4). In stehendem Wasser hie und da.

Volvocineae.

Die Volvocineae wurden früher zu dem Tierreiche (zu den Flagellaten – Geißeltierchen) gerechnet, und sie bilden tatsächlich die Grenze zwischen Tier- und Pflanzenreich.

Vegetative Zellen (einzelne Zellen oder Familien) sind durch Zilien frei beweglich (Abb. 47). Jede Zelle ist mit einem oder mehreren Chromatophoren versehen. Außerdem findet sich bei den meisten eine pulsierende Vakuole (*v*) und ein roter Pigmentfleck (*p*).

Die vegetative Vermehrung erfolgt durch Teilung der Zelle und Freiwerden der Teilprodukte oder ganzer Zellen der Familie, welche zu neuen Familien heranwachsen. Die geschlechtliche Fortpflanzung erfolgt entweder durch Kopulation oder Eibefruchtung (Abb. 48, Abb. 49).

Individuen einzellig:

Sphaerella Somft. (Chlamydomonas Ehrbg.) Der Zellinhalt ist im Ruhezustande durch Hämatochrom intensiv rot gefärbt.

S. pluvialis Wittr. In kleinen Wasseransammlungen, Pfützen, Dachrinnen u. a. den Boden rot färbend. (Die Sage des Blutregens.)

S. nivalis Somft. Verursacht den roten Schnee in den Polar- und Alpengegenden.

Individuen in Familien:

Pandorina Bory. Kolonien mit gemeinsamer Gallerthülle, kugelig, Zellen kugelförmig, derart sich anpassend, daß die 16 die Kolonie bildenden Zellen im Zentrum zusammenstoßen.

P. morum Bory (Abb. 47, Fig. 1) In Teichen und Gräben häufig.

Eudorina Ehrbg. Ähnlich der vorigen Gattung. Die 32 die Kolonie bildenden Zellen stehen von einander entfernt.

E. elegans Ehrbg. (Abb. 47, Fig. 2) In Teichen und Gräben häufig.

Gonium Müll. Kolonien mit gemeinsamer, kaum sichtbarer Gallerthülle, tafelförmig 4—16 Zellen. Die zilientragenden Enden nach derselben Seite gekehrt.

G. pectorale Müll. (Abb. 47, Fig. 3) In Teichen und Flüssen häufig.

Stephanosphaera Cohn. Kolonien mit gemeinsamer Gallerthülle, kugelig, 1—8 Zellen, tafelförmigen, derart angeordnet, daß die Geißeln am Äquator hervorstehen.

St. pluvialis Cohn. In ausgehöhlten Steinen, Pfützen u. a. häufig.

Volvox L. (Abb. 48 u 49) Kolonien aus zahlreichen 120—22.000 kleinen Zellen, welche zu einer großen Hohlkugel angeordnet sind. Die peripheren Zellen zilientragend, die anderen unbeweglich. Die Familien erreichen die Größe bis 0·7 *mm* Durchmesser und sind manchmal schon mit freiem Auge sichtbar.

V. globator L. Mit eckigen, durch derbe Plasmastränge verbundenen Zellen.

V. aureus Ehrbg. Mit kugeligen, durch feine Plasmastränge verbundenen Zellen. Beide Arten bilden manchmal eine Massenvegetation des Wassers und färben das Wasser der Teiche und Tümpel intensiv grün.

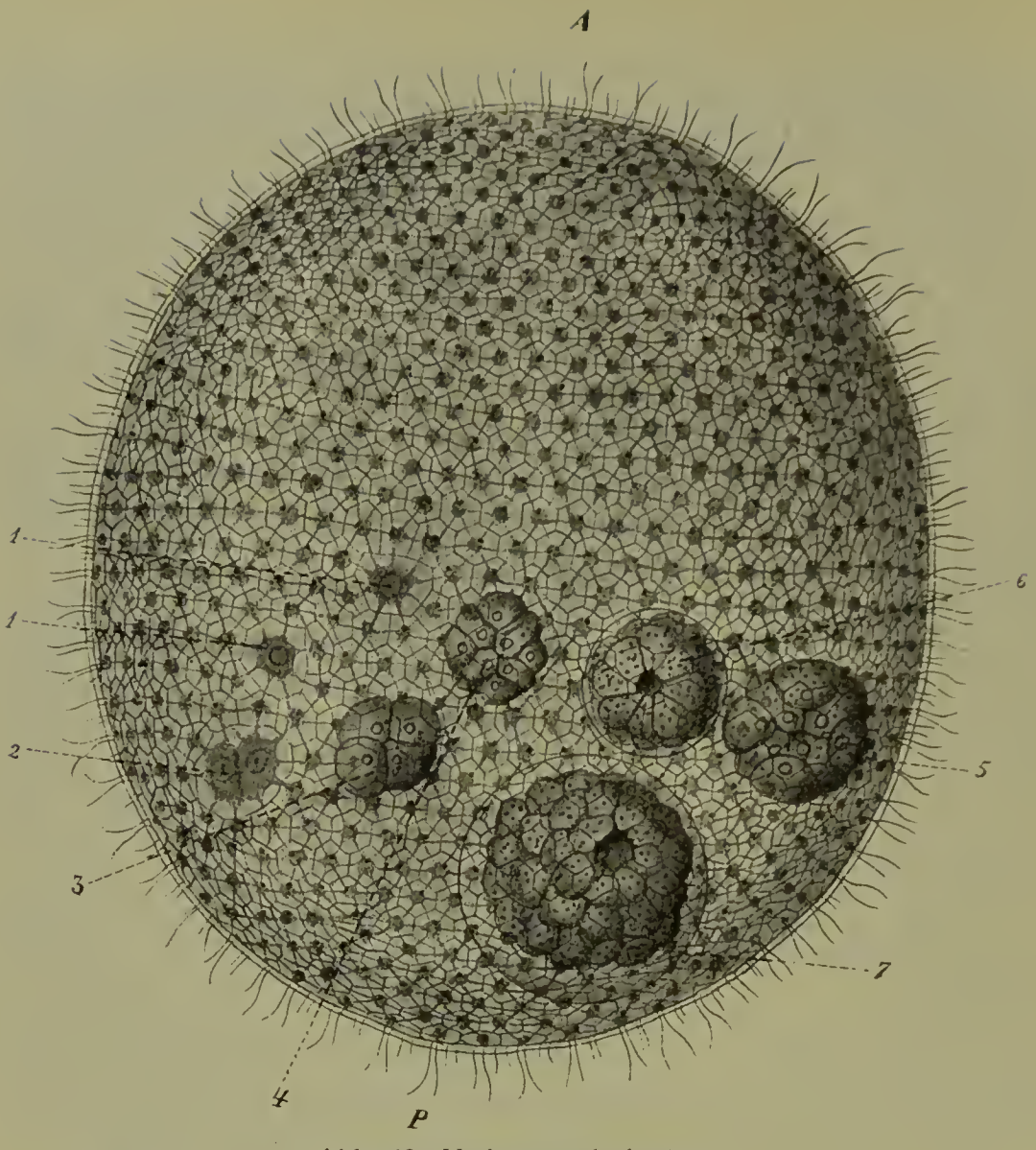


Abb. 48. Volvox globator.

Ungeschlechtliche Kolonie, etwa 500—890 µ im Durchmesser (schematisch). 1 = noch ungeteilte Parthenogonidien, 2 = geteiltes Parthenogonidium, 3 = Vier-Zellen-Stadium, 4 = Acht-Zellen-Stadium, 5, 6, 7 = weitere Entwicklungsstadien. (Nach Lang.)

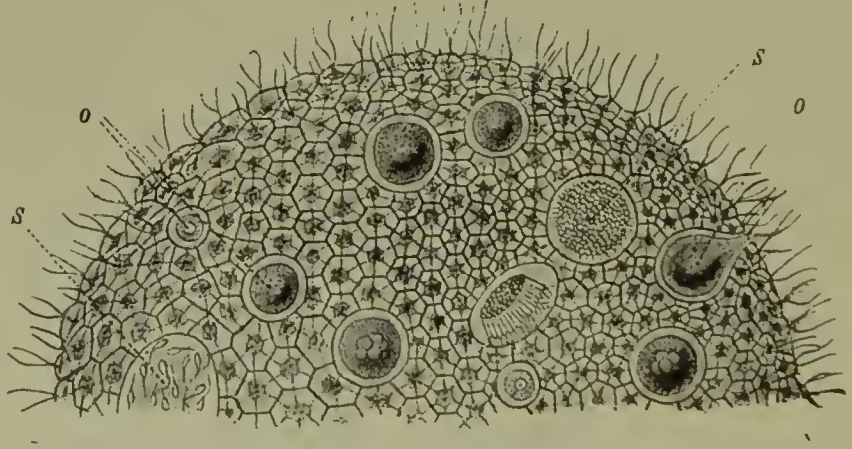


Abb. 49. Volvox globator.

Hinterer Teil einer geschlechtlichen Kolonie (etwa 600—800 µ im Durchmesser). *S* = männliche Gameten (Spermatozoen), *O* = weibliche Gameten (Eier). (Nach Lang.)

Confervoideae (Fadenalgen).

Mehrzellige, höher differenzierte Algen, deren Zellen meist zu Fäden verbunden sind. Selten tritt auch ein flächenförmiges Wachstum auf, wodurch dann hautartige (flächenartige) Bildungen entstehen — Chlorophyll ohne besondere Anordnung.

Die Fortpflanzung erfolgt meist durch kopulierende Schwärmsporen, seltener durch Eibefruchtung.

Die Confervaceen-Arten bilden häufig die Hauptmenge der Algenvegetation der Wässer; sie bilden unverzweigte bis reichverzweigte Fäden, welche an den im Wasser liegenden Hölzern, Steinen, Stengeln der Wasserpflanzen und anderen submersen Gegenständen festsitzen, mitunter flutende, an der Basis festgewachsene Stränge bilden, oder frei in Form von grünen dichten Watten umherschwimmen.

Manche Fadenalgen zeigen habituell sehr große Ähnlichkeit, so daß ihre Bestimmung recht schwierig fällt.

Bei der Einteilung derselben wollen wir uns an die von Wille anlehnen:

1. Die vegetativen Zellen haben nur je einen (selten 2) Zellkern:
   - I. Geschlechtliche Vermehrung durch Kopulation der Schwärmsporen:
     - *a*) Der Thallus bildet eine ein- oder zweischichtige Fläche:
       - α) Thallus flach oder röhrenförmig, freischwimmend oder an der Basis angewachsen:
         Ulvaceae.
       - β) Thallus epiphytisch in der Mitte oder ganz festgewachsen, mikroskopisch klein:
         Mycoideae.
     - *b*) Der Thallus bildet einen meist einreihigen Faden:
       - α) Fäden unverzweigt:
         Ulotrichaceae.
       - β) Fäden verzweigt:
         Chaetophoraceae.
   - II. Geschlechtliche Vermehrung durch Eibefruchtung. Die das Ei bergenden Zellen (Oogonien) kugelig angeschwollen:
     - *a*) Die Oospore unberindet, Thallus aus Fäden gebildet:
       - α) Schwärmsporen mit zwei Zilien, Zellen meist mit dicker geschichteter Membran, nach außen glatt:
         Cylindrocapsaceae.

β) Schwärmsporen mit einem Zilienkranz am Vorderende. Zellenhaut mit eigenartigen, ringförmigen Verdickungen (Kappen):

Oedogoniaceae.

b) Die Oospore berindet. Fäden unregelmäßig oder der Thallus scheibenförmig:

Coleochaetaceae.

2. Die vegetativen Zellen mit mehreren Zellkernen. Die Zweige den Hauptfäden gleichgebaut:

I. Geschlechtliche Vermehrung durch Kopulation der Schwärmsporen, Fäden meist verzweigt, mit Gegensatz zwischen Basis und Spitze:

Cladophoraceae.

II. Geschlechtliche Fortpflanzung durch Eibefruchtung. Fäden unverzweigt, freischwimmend, ohne Gegensatz zwischen Basis und Spitze:

Sphaeropleaceae.

Ulvaceae.

Bilden einen gelappten ein- oder mehrschichtigen Thallus.

Monostroma Wittr. Zellen im Schleim, von einander getrennt.

M. bullosum Thur. (Abb. 50, Fig. 3) Bildet schlüpfrige, anfangs blasige, später zerrissene Lager in Teichen und Sümpfen.

Enteromorpha Linck. Thallus röhrenförmig, schlauchartig. Zellen häufig zu Längsseiten angeordnet.

E. intestinalis Linck (Abb 50, Fig. 1). Kommt meist nur in salzhaltigem Wasser vor und bildet einen röhrigen Thallus an der Wasseroberfläche.

Prasiola Menegh. Thallus einschichtig, nur mit einem Stiele befestigt. Am Rande mehr weniger glatt oder gekräuselt Zellen eng aneinanderliegend.

P. crispa Kg. (Abb. 50, Fig. 2) Bildet dünne Häutchen auf feuchter Erde, besonders an Aborten u. a.

Ulotrichaceae.

Thallus aus einer unverzweigten Zellreihe bestehend.

Ulothrix Kg. Die Schichten der Zellmembranen verlaufen konzentrisch um jede Zelle. Chromatophor wandständig, gewöhnlich in Form eines Zylinders. Fäden mit besonderer Basalzelle.

Ul. zonata Kg. (Taf.V, Fig. 9) Dunkelgrüne, schleimige, 10—30 *cm* lange, samtartige, flutende Lager bildend. Die unterste Zelle des Fadens wächst zu einem Rhizoid aus, mit welchem der Faden am Substrate angeheftet ist. Zellen mit dicker geschichteter Membran, 12—40 μ dick, $^1/_4$—4mal so lang. Eine sehr veränderliche Spezies. Im schnellfließenden Wasser, Bächen, Brunnen, manchmal auch in schwach verunreinigtem Wasser gemein. Oligosaprob.

Ul. subtilis Kg. (Taf. V, Fig. 10) Lebhaft- oder bleichgrüne Lager bildend. Zellhaut dünn, ungeschichtet. Zellen 4·5—10 μ dick, 1—2mal so lang. In stehendem Wasser häufig. Oligosaprob.

Abb. 50. Ulvaceae, Chaetophoraceae, Oedogoniaceae.

1. Enteromorpha intestinalis. Etwas verkleinert
2. Prasiola crispa. *a* = nat. Größe, *b* = ein Stück des Thallus mit Rhizoiden 300×
3. Monostroma bullosum. *a* = Stück des Thallus 500×, *b* = Gameten in Kopulation 720×, *c* = Zygospore während der Bewegung 720×
4. Chaetophora pisiformis. *a* = nat. Größe, *b* = ein Stück des Thallus 300×
5. Bulbochaete setigera 220× mit einer reifen Oospore *O* und einem darauf sitzenden entleerten Zwergmännchen *Z*
6. Oedogonium spec. Kombinierte Figur 300×, *O* = Oogonien mit reifen Oosporen *oo*, *Z* = Zwergmännchen
7. Coleochaete pulvinata. Stück eines erwachsenen Exemplares. *O* = Oogonien, *a* = Antheridien 260×

(1 nach Wettstein, 3 nach Reinke, 5 nach Kirchner, 7 nach Pringsheim aus Wettstein, anderes nach Cooke.)

Conferva.

Unverzweigte, wurzellose Fäden, Membran aus H-förmigen, schachtelartig ineinander greifenden Stücken zusammengesetzt. Mit mehreren Chromatophoren.

Conf. tenerrima Kg. (Taf. V, Fig. 11) Hellgrüne Fäden in Flocken. Zellen 3—5 μ dick, 3—5mal so lang. In stehendem, langsam fließenden, auch schwach verunreinigten Wasser. Oligosaprob.

Conf. bombycina Ag. (Taf. V, Fig. 12) Ziemlich ungleich dicke Fäden zu gelblichen oder dunkelgrünen Flocken vereinigt. Zellen an der Querwand deutlich eingeschnürt, 5—15 μ dick und 2—12mal so lang. In stehendem Wasser gemein, auch in Abwässern. Polysaprob.

Conferva-Arten sind nicht selten mit Eisenoxydhydrat umhüllt; diese Formen betrachtete man früher als eigene Gattung (Psichohormium Kg.).

Chaetophoraceae.

Thallus aus verzweigten Zellfäden. Zellreihen in Haare auslaufend.

Chaetophora Schrank.

Lager gallertartig (Fäden durch Gallertsubstanz zusammenhaltend), rundlich oder lappig. Chromatophor bandförmig.

Ch. pisiformis Ag. (Abb. 50, Fig. 4). Bildet runde, glatte, dunkelgrüne Kugeln, welche meist die Größe einer Erbse erlangen und an den im Wasser befindlichen Gegenständen aufsitzen. Häufig.

Chaetophora elegans Ag. (Taf. V, Fig. 13) Fäden reich verzweigt, in einer Gallerte zu kugeligen Gebilden eingeschlossen. Äste meist locker, gerade oder gekrümmt. Zellen der Hauptachse 9—12 μ dick, 3mal so lang. Endzellen in ein Haar auslaufend. In Tümpeln, Teichen, sowie auch in schwach verunreinigtem Wasser. Oligosaprob.

Stigeoclonium Kg.

Thallus mit einer Haftplatte festsitzend, mit einfacher Verzweigung. St. tenue (Taf. V, Fig. 14.) Hauptfaden oben reichlich verzweigt, Zweige kurz, pfriemenförmig zugespitzt. Zellen 9—15 μ dick, bis dreimal so lang. In Wasserbehältern, Brunnen, in fließendem, auch in schwach verunreinigtem Wasser. Oligosaprob.

Oedogoniaceae.

Thallus aus unverzweigten oder verzweigten, in der Jugend festsitzenden Fäden gebildet. Später trennen sich die Fäden von der Unterlage los und bilden große verworrene Watten, welche auf der Wasseroberfläche herumschwimmen.

Außer der ungeschlechtlichen Vermehrung mittels Schwärmsporen findet auch die geschlechtliche Vermehrung statt. Antheridien und Oogonien vorhanden.

Die Oedogoniaceen kommen meistens in stagnierendem Wasser vor und bilden nach dem schnellen Eintrocknen des Wassers gewöhnlich

mit Cladophora vereinigt das sogenannte »Meteorpapier«, welches einem alten, gelb gewordenen Schreibpapier ähnelt und sich von der Unterlage leicht abheben läßt.

Oedogonium Linck. (Abb. 50, Fig. 6) Fäden unverzweigt.

Oed. capillare (L.) Kg. Ist die häufigste Art und kommt in stagnierenden Wässern überall häufig vor.

Bulbochaete Ag. Fäden verzweigt.

B. setigera Ag. (Abb. 50, Fig. 5) In Teichen, sumpfigen, sowie in stagnierenden Wässern überhaupt häufig.

Coleochaetaceae.

Thallus polster- oder scheibenförmig. Kleine Algen, welche in langsam fließendem Wasser, an den Wasserpflanzen aufsitzend, kleine Pölster bilden.

Coleochaete Bréb. Thallus polsterbildend, mit aufsteigenden Zweigen.

C. pulvinata A. Br. (Abb. 50, Fig. 7) In stagnierenden Wässern nicht selten.

Cladophoraceae.

Thallus besteht aus einem verzweigten oder auch einfachen Faden. In der Jugend festsitzend, später sich losreißend und schwimmend.

Chaetomorpha Kg. Fäden unverzweigt, glatt.

Rhizoclonium Kg. Fäden unverzweigt, mit wurzelähnlichen Auswüchsen.

Rh. fontinale Kg. In Quellen.

Cladophora Kg. Reich verzweigte, freischwimmende Zellfäden.

Cladophora fracta Kg. (Taf. VI, Fig. 1) Zellen der Hauptachse 54—120 μ dick und bis dreimal so lang, die der Zweige 15—40 μ dick und bis sechsmal so lang, meist tonnenförmig angeschwollen. In stehendem, reinem und auch in verunreinigtem Wasser überall. Die verworrenen wolkigen Watten der Cladophora bilden bei raschem Austrocknen des Wassers, ähnlich dem Oedogonium (s. S. 116), das »Meteorpapier«. Oligosaprob.

Siphoneae (Schlauchalgen).

Meist einzellige Algen, welche mit zahlreichen Kernen versehen sind. Zellen häufig außergewöhnliche Gliederungen zeigend, nicht selten lang, faden- oder schlauchförmig. Die ungeschlechtliche Fortpflanzung erfolgt durch Schwärmsporen, die geschlechtliche durch Kopulation oder Eibefruchtung (Abb. 51).

Botrydium granulatum Grev. Bildet sehr kleine, etwa stecknadelkopfgroße, eiförmige, an der verjüngten Seite dicht bewurzelte, grüne Bläschen, welche an feuchter Erde, in dem Schlamm der Teiche und Gräben häufig vorkommen.

Vaucheria-Arten. Bilden einen langen, zumeist verzweigten Schlauch, welcher mit einem wurzelähnlichen Fußstück festsitzt.

Die ungeschlechtliche Vermehrung erfolgt durch große, auf der ganzen Oberfläche Zilien tragende Schwärmsporen, die geschlechtliche Vermehrung durch Be-

fruchtung der Eizelle mittels Spermatozoiden. Die erstere bildet den Inhalt des Oogoniums, die Spermatozoiden den Inhalt des Antheridiums.

Vaucheria-Arten finden sich in Sümpfen, Wiesengräben, Teichen oder anderswo in stehendem Wasser vor und sind auch auf feuchter Erde verbreitet.

Sie sind vielfach Bewohner mehr weniger verunreinigter Wässer, manche sind sogar in den sehr stark verunreinigten Abwässern anzutreffen. Zu diesen zählt auch die in der Abbildung dargestellte V. sessilis (Abb. 51, Fig. 1—3). Polysaprob.

In dem Meerwasser haben die Siphoneen eine weitgehende Entwicklung und einen außerordentlichen Reichtum an den mannigfaltigsten Formen aufzuweisen.

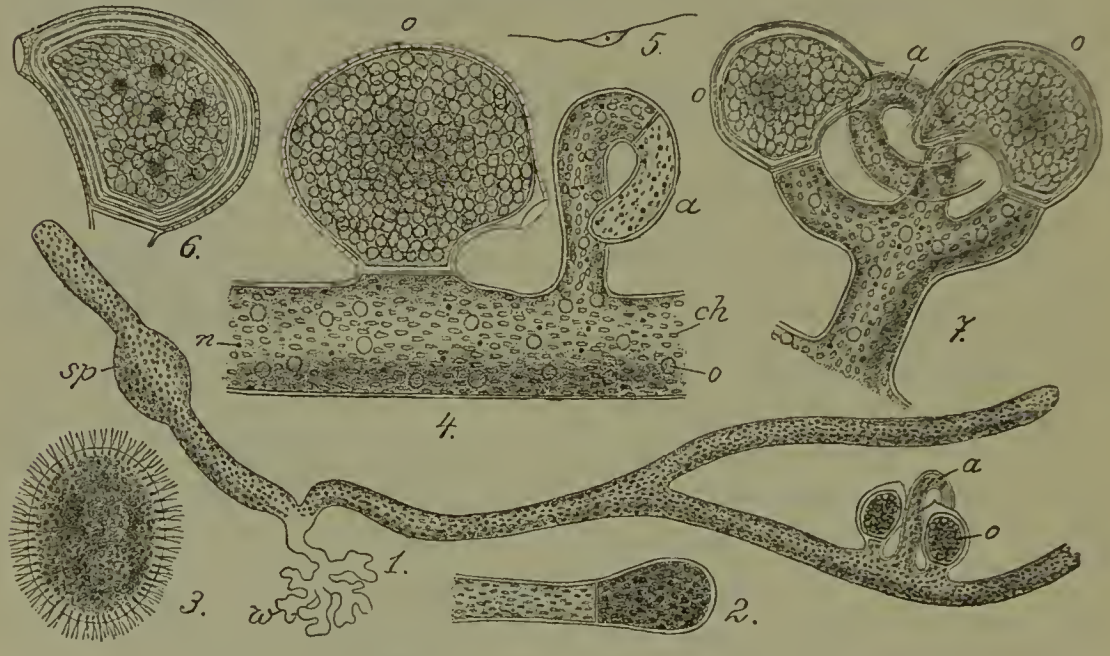


Abb. 51. Vaucheriaceae.

1.—3. Vaucheria sessilis. 1. Junge Planze aus der Zoospore *sp* entstanden, *a* = Antheridium, *o* = Oogonium, *w* = Rhizoid, 2. Schwärmsporenbildendes Zellenende, 3. Zoospore, 4. Oogonium (*o*) und Antheridium (*a*) von V. pachyderma, *n* = Nucleus, *ch* = Chromatophor, *o* = Öltropfen. 5. Spermatozoid von V. sericea. 6. Oospore von V. pachyderma. 7. Antheridium (*a*) und Oogonien (*o*) von V. hamata. (Fig. 1 = 100×, 2—4, 6, 7 = 230×, 5 = 500×. Aus Wettstein; Fig. 1—3 Originale von Wettstein, 4—7 nach Walz.)

Characeae (Armleuchtergewächse).

Die Characeen sind die höchstorganisierten Grünalgen. Es sind vielzellige Pflanzen, welche durch ihren regelmäßigen Wuchs, durch die an einem langen gegliederten Stengel in Quirlen angeordneten Blätter entfernt an die Gestalt der Schachtelhalme erinnern und durch ihre Größe auffallen.

Die Stengel werden häufig brüchig durch das Eindringen von Kalk (besonders bei Chara) in die Zellenmembran.

Die Vermehrung der Characeen erfolgt ausschließlich nur geschlechtlich. Die Antheridien (Abb. 52 *a*) sind lebhaft rot gefärbt und sitzen mit den Sporenknöspchen an den Seitenzweigen.

In den Antheridien werden die Spermatozoiden entwickelt, welche zur Befruchtung des in den Oogonien (*o*) gebildeten Eies dienen.

Chara L. Der Stengel, sowie auch die Blätter besitzen eine starke, aus engen Schläuchen bestehende Rinde. Die ganze Pflanze ist meist von Kalk inkrustiert.

Die Sporenknospe ist von einem Krönchen von fünf Zellen gebildet, welche bleibend sind und nicht abfallen.

Die Gattung Nitella Ag. ist von der Chara durch die unberindeten Stengel und Blätter, sowie durch die zehnzelligen abfallenden Krönchen verschieden.

Die Characeen sind durchwegs Katharobien und kommen hauptsächlich in kleinen Tümpeln und Torfteichen vor. In verunreinigten Wässern kommen sie nie vor. Sie besitzen einen eigentümlichen, unangenehmen Geruch.

Abb. 52. Characeae.

Fig. 1. Chara fragilis, Habitusbild; nat. Größe. Fig. 2. Ein Ast derselben mit Antheridien (*a*) und Oogonien (*o*); vergr. Fig. 3. Nitella gracilis, Habitusbild; nat. Größe Fig. 4. Ein Ast von N partita mit Oogonien (*o*); vergr. (Fig 1 und 2 nach Thuret, 3 nach Migula, 4 nach Nordstedt aus Wettstein.)

Fungi (Pilze).

Die Pilze zeichnen sich vor allem durch das vollkommene Fehlen des Chlorophyllfarbstoffes aus, wodurch sie in zweifelhaften Fällen von den Algen unterschieden werden können.

Sie vermögen infolge dieses Mangels an Chlorophyll die selbständige Assimilation der anorganischen Nahrung nicht durchzuführen und ernähren sich entweder von der gelösten organischen Substanz direkt (Eiweiß, Zucker u. a.) oder sie sind auf höhere Pflanzen angewiesen, denen sie schon assimilierte Stoffe entnehmen.

Je nachdem die Pilze von leblosen organischen Körpern oder von lebendigen Pflanzen und Tieren ihre Nahrung entnehmen, teilt man dieselben in Fäulnisbewohner (Saprophyten) oder in Schmarotzer (Parasiten).

Im ersten Falle entnehmen sie die Nährstoffe den toten Tier- oder Pflanzenkörpern, im zweiten Falle den noch lebenden Organismen.

Der Körperbau der Pilze ist, was die Form und Größe derselben anbelangt, sehr mannigfaltig. Sie stellen meist mehrzellige (selten einzellige) Organismen dar. Bei den mehrzelligen Pilzen werden meist einzelne der Fortpflanzung und der Ernährung dienende Organe differenziert.

Im allgemeinen besteht das Lager derselben aus langen, schlauchförmigen Zellen (Hyphen), welche gewöhnlich farblos, mitunter gelblich oder braun gefärbt erscheinen und das vegetative Organ (Mycelium) darstellen.

Die im Wasser, beziehungsweise auf den im Wasser vorkommenden Pflanzen und Tieren lebenden Pilze sind vertreten durch die Ordnung der Phycomyceten (Algenpilze).

Diese bilden ein einzelliges Mycelium, welches entweder von mikroskopischer Kleinheit erscheint oder ansehnliche fadenförmige Schläuche bildet, welche jedoch nie eine Gliederung durch Querwände aufweisen.

Die vegetative Fortpflanzung erfolgt meist dadurch, daß in manchen Hyphen (Fruchthyphen) Sporen (Zoosporen) gebildet werden.

Die geschlechtliche Fortpflanzung wird entweder durch Kopulation oder Eibefruchtung unterhalten.

Zu den im Wasser häufig vorkommenden Phycomyceten gehören die Saprolegnia-Arten. Diese entwickeln ein kräftiges, für gewöhnlich einzelliges Mycelium.

Saprolegnia-Arten leben saprophytisch auf abgestorbenen Pflanzen und Tieren oder auch parasitisch auf den Fischen u. a. im Wasser vorkommenden Lebewesen.

Insbesondere bei Fischen werden die Saprolegnia-Arten häufig angetroffen und bilden dann auf denselben, durch die Verletzung der Epidermis in den Körper hineingelangt, den sogenannten »Fischschimmel« in Form eines weißlichen Flaumes. Zu diesen gehören vornehmlich Sapr. Thureti und dioica (Taf. VI, Fig. 2).

Diese Pilze sind in der Fischerei sehr gefürchtet und rufen unter den Fischen heftige Epidemien hervor.

Für die Beurteilung des Wassers kommt insbesondere der Leptomitus lacteus Ag. (Taf VI, Fig. 4, 5, 6) in Betracht.

Derselbe gehört zu den wichtigsten Mikroorganismen der Abwässer. Er ist einzellig und bildet gewöhnlich verzweigte, gegliederte Fäden, deren Glieder bis 40 μ dick sind, stellenweise deutlich eingeschnürt und in jedem Abschnitte, besonders in der Nähe der Ein-

schnürungen, mehrere lichtbrechende, sogenannte Zellulinkörner führen. Die Fäden wachsen außerordentlich rasch und bilden an ihren Enden Sporangien, in welchen zahlreiche Sporen gebildet werden.

Leptomitus ist im fließenden, stark verunreinigtem Wasser sehr verbreitet, kommt daselbst mitunter in ungeheueren Massen vor und bildet besonders im Herbst auf den im Wasser befindlichen Gegenständen festsitzende, glänzende, schmutzigweiße, mitunter durch Eisenhydrat gelblich gefärbte Rasen. Die Vermehrung des Leptomitus kann mitunter eine so reichliche sein, daß die ganzen Wasserläufe verstopft werden. Im Frühjahre oder bei einem plötzlich eintretenden Nahrungsmangel sterben die Leptomitusmassen schnell ab, gehen in Fäulnis über und sind imstande, die Wasserläufe zu verpesten. [1])

Vom Sphaerotilus (s. S. 78) sind die makroskopisch ähnlichen Rasen unter dem Mikroskope leicht zu unterscheiden.

Seltener im Wasser vorkommende Phycomyceten sind die Achlya-Arten, von denen die Achlya polyandra De Bary (Taf. VI, Fig. 3) die häufigste ist.

Andere im Wasser vorkommende und meist parasitisch in den höheren Algen u. a. Pflanzen lebende Pilze (Chytridiaceen) kommen bei der Begutachtung der Wässer nicht in Betracht.

Von den echten Pilzen (Eumyceten) finden wir bei der Untersuchung manche Pilzsporen, sowie auch ganze Mycelien (es handelt sich vornehmlich um verschiedene Schimmelpilzarten), welche als eine zufällige Verunreinigung der Wässer angesehen werden, da diese Pilze nicht als wahre Wasserbewohner bekannt sind und für gewöhnlich im Wasser nicht mehr weiter vegetieren können.

Außer den Genannten kommen in den Abwässern noch am ehesten die Hefepilze (Sacharomycetes. — Taf. VI, Fig. 8) ebenfalls als Verunreinigung der Wässer, hauptsächlich in den Bräuhausabwässern in Betracht.

Die Hefepilze sind genügend durch ihre Art des Wachstums charakterisiert. Sie erscheinen in Form von eiförmigen oder oblongen Zellen, welche nur wenige μ messen und nicht selten zu rosenkranzförmigen oder zu häufchenförmigen Kolonien vereinigt sind. Sie vermehren sich durch Sprossung, indem die Mutterzelle eine kleine Sprosse entsendet, welche sich allmählich vergrößert und, bis sie die Größe der Mutterzelle erreicht hat, sich abschnürt und losreißt. Manchmal kommen sie auch in ganzen Verbänden (Kolonien) vor.

[1]) Eingehende und ausführliche Studien über »L. lacteus« sind vor kurzem in den »Mitteilungen aus der königl. Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und und Abwässerbeseitigung«, Heft 2, veröffentlicht worden.

Schließlich sei noch eines Pilzes gedacht, welcher hie und da in großen Mengen in Wässern auftritt. Es ist der sogenannte Moschuspilz (Selenosporium aquaeductuum Rbh. – Fusisporium moschatum. Taf. VI, Fig. 7). Das verzweigte Mycel dieses Pilzes bildet meist an der Oberfläche des Wassers der Flüsse häutige, gallertartige, farblose oder rötlich bis bräunlich gefärbte Massen, welche sich durch einen deutlichen Moschusgeruch auszeichnen. Häufig ist dieser Pilz an den Wasserrädern der Mühlen, sowie an den Turbinen u. a. aufzufinden. Der Moschuspilz wurde auch häufiger in den Wasserleitungen in größeren Massen vorgefunden. Er ist durch die einzeln an den Mycelfäden stehenden, sichelförmig gebogenen und mit einer oder mehreren Scheidewänden geteilten Sporen charakteristisch.

IV. Phaeophyceae.

(Braunalgen.)

Die Braunalgen sind meist hochentwickelte, vielzellige Algen, welche bis auf wenige Ausnahmen Meeresbewohner sind. Sie sind dadurch gekennzeichnet, daß bei ihnen der Chlorophyllfarbstoff durch einen braunen, an die Chromatophoren gebundenen Farbstoff (Phycophaeïn) verdeckt erscheint.

Die Vermehrung erfolgt bei den Süßwasserarten durch Schwärmsporen. Die geschlechtliche Vermehrung durch Befruchtung der Eizelle mittels Spermatozoiden kommt nur bei den marinen Arten vor.

Zu den häufigsten, allbekannten marinen Arten gehören: Fucus, Laminaria und Sargassum.

Von den in Süßwässern vorkommenden Braunalgen gibt es nur vier Gattungen. Diese kommen bei der Beurteilung des Wassers nicht in Betracht.

V. Rhodophyceae.

(Rotalgen, Florideen.)

Ebenso wie die Braunalgen sind auch die Rotalgen zum größten Teile Meeresbewohner. Sie zeichnen sich durch ihre hübsche rote Farbe aus, welche durch das Phycoërythrin bedingt ist.

Bei manchen Arten wird dieser Farbstoff auch durch andere Farbstoffe verdeckt und sie erscheinen dann bläulich, ja sogar bräunlich gefärbt. Die Vermehrung erfolgt entweder ungeschlechtlich durch Sporen welche meist in der Vierzahl gebildet werden (Tetrasporen), oder durch eine weitgehende und komplizierte geschlechtliche Fortpflanzung.

Von den marinen Arten seien erwähnt die das Carrageen (Irländisches Moos) liefernden bekannten Gigartina- und Chondrusarten.

Die im Süßwasser vorkommenden Rotalgen, durchwegs ausgesprochene Katharobien, sind durch wenige Arten vertreten. Es sind:

Batrachospermum, Chantransia und Apona. Batrachospermum (Froschlaichkraut) erscheint violett oder blaugrün gefärbt. B. moniliforme (Abb. 53, Fig. 1) bildet schlüpfrige, zu Büscheln vereinigte und verzweigte Fäden, an welchen wirtelförmig angeordnete Zweigchen vorkommen. Die wirtelförmige Anordnung der Zweigchen erscheint dem bloßen Auge als Knötchen, welche sich wie Perlen an einem Faden gereiht ausnehmen.

B. moniliforme Roth. Lebt zumeist in Quell- oder Flußwässern, seltener in Teichen und Gräben.

Chantransia-Arten bilden gabelig verzweigte Fäden, welche zu Rasen oder Büscheln von meist stahlblauer Farbe geordnet sind. Sie bevorzugen das schnellfließende Wasser (Quellwasser), in welchem sie an festen Gegenständen angeheftet vorkommen. Die verbreitetste Art ist die Ch. chalybaea Adans.

Lemanea Bory (Apona Adans. — Abb. 53, Fig. 3). Bildet zu Büscheln vereinigte, borstige, mehrere Zentimeter lange, hohle, dicht mit Knötchen besetzte Fäden, welche sich in rasch fließenden Wässern, vornehmlich in den Bach- und Quellwässern, am Grunde derselben dicht polsterartig ansiedeln.

L. torulosa Ag. (Abb. 53, Fig. 2.)

Abb. 53. Rhodophyceae.

1 Batrachospermum moniliforme. Ein Stück des Thallus 300×
2. Lemanea torulosa. Nat. Größe.
3. Chantransia chalybaea. *a* = nat. Größe, *b* = zwei Fäden 220×

(Alle Figuren nach Cooke.)

Tierische Bewohner.

Von den dem Tierreiche angehörenden Lebewesen, welche bei der mikroskopischen Untersuchung des Wassers in Betracht kommen, sind an Anzahl die häufigsten die

Protozoen (Urtiere).

Der Zoologe umfaßt unter der Bezeichnung »Protozoa« eine große Anzahl von Typen des Tierreiches, welche sich sämtlich durch die Einzelligkeit auszeichnen. Ihr Körper besteht ausschließlich aus einer Zelle.

Die Abgrenzung des Tierreiches von dem Pflanzenreiche ist hier sehr schwierig, da es eben viele einzellige Organismen gibt, wo man

mit Sicherheit die Entscheidung, ob dieser Organismus dem Pflanzenreiche oder Tierreiche angehört, nicht treffen kann.

Die Protozoen werden eingeteilt in:

1. Sarcodina (Rhizopoda). Organismen ohne Geißel und Wimpern.
2. Infusoria (Aufgußtierchen). Organismen mit Geißeln, Wimpern oder Saugröhren versehen.

Diese werden eingeteilt in:

a) Mastigophora (Flagellata). Organismen mit wenigen langen schwingenden Geißeln.
b) Ciliata. Organismen mit zahlreichen Wimpern.
c) Suctoria. Organismen mit zahlreichen Saugröhren.

1. Sarcodina (Sarkodetierchen).

Zerfallen in die Gruppen: Rhizopoda (Wurzelfüßler); Heliozoa (Sonnentierchen) und Radiolaria (Strahlinge). Die letzten kommen als ausschließliche Meeresbewohner bei der Untersuchung des Süßwassers nicht in Betracht.

Rhizopoden (Wurzelfüßler)

stellen Plasmaklumpen dar mit willkürlich ausdehnbaren Fortsätzen (Pseudopodien), entweder nackt oder mit einer Hülle versehen. Die letztere besteht meistens aus einem dünnen Chitinhäutchen, welches den Plasmaklumpen umgibt, oder sie bildet eine derbe, braungefärbte Hülle, welche entweder gleichartig erscheint oder aus kleinen Blättchen zusammengesetzt ist.

Häufig sind auch manche solcher Hüllen mit verschiedenen Fremdkörpern (Diatomeenschalen, Sandkörnchen u. a.) voll bedeckt (Abb. 55). Die Fortsätze dienen teils zur Aufnahme der Nahrung, teils bilden sie die Bewegungsorgane des Tieres.

Zu den einfachsten Formen von Wurzelfüßlern gehören die Amöben. Dieselben bestehen aus einem protoplasmatischen Gebilde, an welchem man das Ekto- und Endoplasma unterscheidet, in welch letzterem ein Kern, Vakuolen, Körnchen u. a. eingelagert sind. Sie nehmen die in ihrer Umgebung befindlichen festen Teile auf, indem sie dieselben umfließen.

Die Nahrung der Amöben scheint vorwiegend pflanzlicher Natur zu sein. Als solche dienen dann vornehmlich kleine Algen, Diatomeen, sowie pflanzlicher Detritus. Manche Amöben sind als Darmparasiten bei den Wirbeltieren bekannt. Zu diesen gehört vornehmlich die im Darme des Menschen lebende Amoeba Coli Loesch. Ob die Amoeba Coli irgend welche Krankheiten verursachen kann, ist bis jetzt noch nicht nachgewiesen worden.

Die Mehrzahl der Amöben lebt in Schlamm und Sümpfen. Unter ihnen findet man auch den Erreger der tropischen Dysenterie.

Von den Amöben, welche in verunreinigtem Wasser vorkommen, sind zu nennen:

Amoeba Ehrbg.

Körper im Ruhezustande kugelig, im beweglichen Zustande sehr verschiedengestaltig, mit lappigen oder fingerförmigen Pseudopodien (Abb. 54). Ektoplasma hyalin, Endoplasma fein granuliert, mit verschiedenen Einschlüssen.

A. verucosa Ehrbg. (Taf. VII, Fig. 1) Oft bewegungslos, mit dicken, kurzen Pseudopodien, 70—180 μ breit. In Gräben, Teichen und auch in verunreinigtem Wasser häufig. Mesosaprob.

A. brachiata Duj. Lebhafter beweglich, mit weniger langen und schmalen, oft geteilten Pseudopodien, nicht über 25 μ groß. In Abwässern und in mit Kanalwässern verunreinigtem Wasser häufig. Polysaprob.

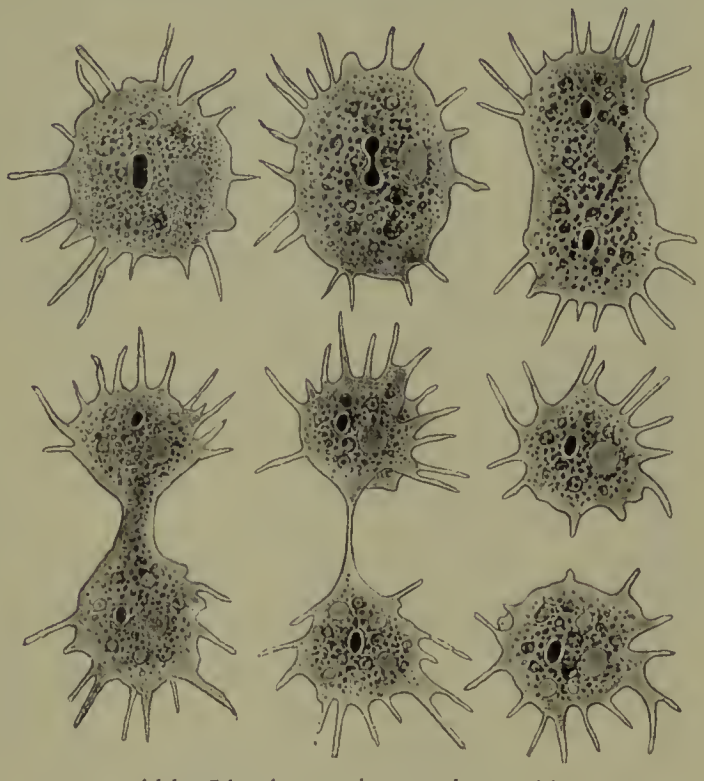


Abb. 54. Amoeba polypodia.

Vergr. 250× in den nacheinander folgenden Teilungsstadien. Die helle Stelle ist die kontraktile Vakuole, der dunkle Fleck der Kern. (Nach Schulze aus Lang.)

Hyalodiscus Hertw. u. Lesser.

Körper ohne Pseudopodien, fließend sich bewegend, ähnlich wie ein Tropfen auf schiefer Ebene.

H. guttula Duj. (Taf. VII, Fig. 3) Langsam fließend, meist rundlich, hyalin, mit wenigen Körnchen, 30—60 μ breit. Mesosaprob.

H. limax (Taf. VII, Fig. 2). Rasch in einer Richtung fließend, dicht mit Körnchen gefüllt, mitunter mit angedeuteten breiten Pseudopodien, bis 120 μ lang, etwa 30—40 μ breit. Mesosaprob.

Beide Arten kommen in länger stehenden Wasserproben, sowie in Abwässern häufig vor.

Bei Wasseruntersuchungen findet man nicht selten leere Schalen (Panzer) von höheren Rhizopoden, namentlich von Euglypha (Taf. VII, Fig. 5) und Arcella (Taf. VII, Fig. 4). Die ersten sind hyalin, meist birnförmig, mit einer Öffnung am engeren Ende und hübsch gezeichneter Schale.

Bestimmungstabelle der wichtigsten Rhizopoden. Nach Lampert.

1. Mit Hülle:

I. Hülle einfach chitinös:

a) Hülle ohne Struktur:

* Zwei Pseudopodienöffnungen . . . . . Diplophrys

** Nur eine Pseudopodienöffnung:

○ Kolonien bildend . . . . . Microgromia

○○ Keine Kolonien, Schale eiförmig:

\+ Pseudopodien auf einem Stiel . . . . . Lieberkühnia

++ Kein Pseudopodienstiel . . . . . Gromia

b) Hülle mit Struktur:

* Schalenoberfläche mit kleinen Höckerchen . . . . Pyxidicula

** Schalenoberfläche polygonal gefeldert:

○ Rand der Unterseite nach innen umgeschlagen . Arcella (Abb. 55 *C*)

○○ Unterrand nicht umgeschlagen . . . . . Cochliopodium

II. Hülle mit unregelmäßigen Fremdkörpern (Sandkörnern, Diatomeenschalen u. dgl.):

a) Pseudopodien fingerförmig:

* Gestalt der Schale der Arcella ähnlich . . . . . Centropyxis

** Gestalt eirund bis kugelig . . . . . Difflugia (Abb. 55 *D*)

b) Pseudopodien spitz . . . . . Pseudodifflugia

III. Hülle mit bestimmt geformten Plättchen:

a) Plättchen oval, dachziegelförmig gelagert . . . . . Euglypha (Taf. VII, Fig. 5)

b) Plättchen viereckig . . . . . Quadrula (Abb. 55 *A*)

c) Plättchen rundlich oder unregelmäßig . . . . . Nebela

2. Ohne Hülle:

I. Mit Kern und kontraktilen Vakuolen:

a) Ohne Pseudopodien, fließend sich fortbewegend . . . Hyalodiscus (Taf. VII, Fig. 2 und 3)

b) Pseudopodien fingerförmig . . . . . Amoeba (Taf. VII, Fig. 1 und Abb. 54)

c) Pseudopodien sehr breit . . . . . Pelomyxa

d) Pseudopodien membranbildend . . . . . Plakopus

II. Ohne Kern und kontraktile Vakuole . . . . . Protamoeba

Die Schalen von Arcella sind gelblich bis dunkelbraun, hoch uhrglasförmig, bei starker Vergrößerung mit hexagonaler Felderung. Beide kommen im stehenden Wasser und in Sümpfen vor.

In der Abb. 55 sind einige Typen der wichtigsten Rhizopoden bildlich dargestellt. Sie kommen fast alle in Sumpfwässern vor.

Eine bemerkenswerte Gattung der Wurzelfüßler sind die sogenannten Sonnentierchen (Heliozoen), welche mit formbeständigen, strahlenförmig angeordneten Pseudopodien versehen sind. Als Repräsentant sei die überall in reinem und fließendem Wasser vorkommende Actinophrys sol (Taf. VII, Fig. 6), erwähnt.

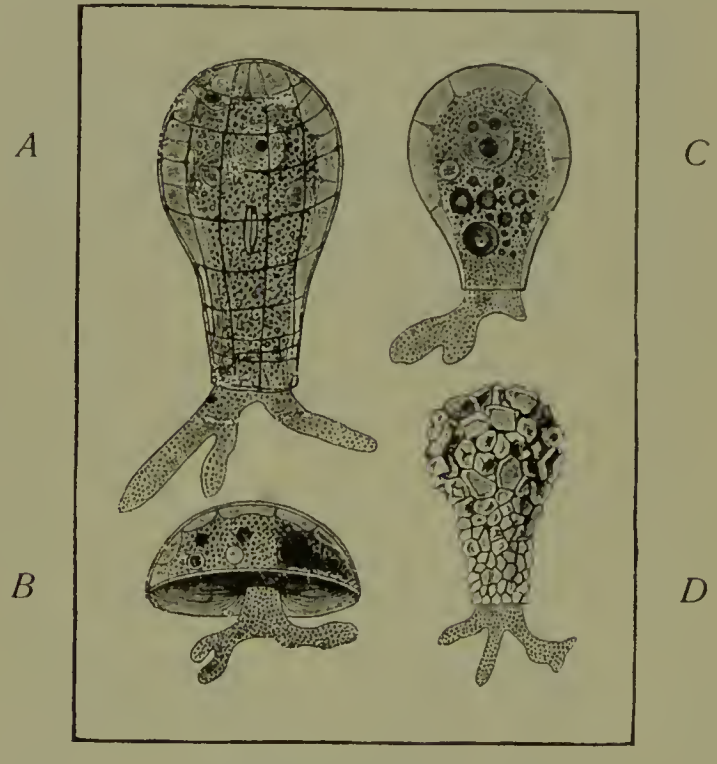


Abb. 55. Rhizopoden.

A = Quadrula symmetrica nach Schulze. *B* = Arcella vulgaris nach Hertwig und Lesser *C* = Hyalosphenia lata nach Schulze. *D* = Difflugia pyriformis nach Wallich. (Alle Figuren aus Lang; stark vergrößert.)

Die Bewegung der Sonnentierchen im Wasser ist eine außerordentlich träge. Sie bewegen sich auf einer festen Unterlage wie eine Kugel rotierend vorwärts.

2. Infusoria (Aufgußtierchen).

Die Infusorien sind durch ihr körniges, vielfach kontraktile Blasen führendes Plasma, welches mit einer Membran (Cuticula) umgeben ist, gekennzeichnet. Die Körperoberfläche ist teils mit längeren Fäden (Geißeln), teils mit Wimperhärchen oder Saugröhren von sehr verschiedener Anzahl und Anordnung versehen.

A. Mastigophora (Flagellata).
Flagellaten, Geißelinge.

Zu den Flagellaten gehören Infusorien, welche mit wenigen oder bloß einer Geißel versehen sind (Abb. 56 — 1). Diese sind meist als die Bewegungsorgane des Tieres anzusehen.

Die Flagellaten bilden die Grenze zwischen dem Pflanzen- und Tierreiche und es gibt viele von ihnen, welche noch keine definitive Einteilung haben.

Die einfachsten Formen sind die Monaden, welche ovale, runde oder spindelförmige Körper darstellen und am Ansatzpunkte der Hauptgeißel gewöhnlich die Mundöffnung tragen (Abb. 56 – 5). Die Aufnahme der Nahrung erfolgt eben bei der Mehrzahl der Flagellaten durch diese Mundöffnung, viel seltener durch die Umfließung der Nahrung, ähnlich wie es bei den Amöben der Fall ist.

In ihrem Zelleibe befindet sich ein Kern (Abb. 56 — 7) und eine oder mehrere kontraktile Vakuolen (Abb. 56 — 3). Diese sind kleine mit Gas erfüllte Kugeln im Protoplasma, welche die Fähigkeit besitzen, sich zusammenzuziehen und wieder auszudehnen.

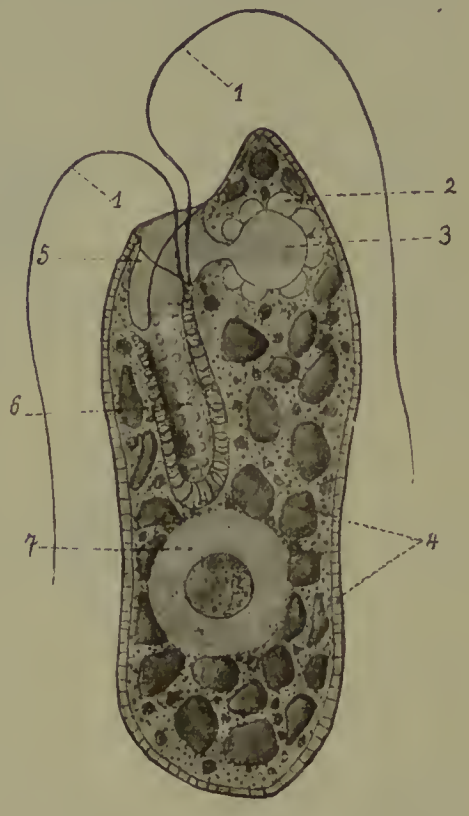


Abb. 56.

Chilomonas paramaecium.

Vergr. 480×. 1 Geißeln, 2 Bildungsvakuolen der pulsierenden Vakuole, 3, 4 Stärkekörner, 5 Infundibulum mit schlundartiger Verlängerung (6) in das innere des Zellenleibes, 7 Kern. (Nach Künstler aus Lang.)

Zu den verbreiteten Körpereinschlüssen der Flagellaten gehören die Chromatophoren, d. h. abgegrenzte dichtere Plasmapartien, wie sie bei den Pflanzen vorkommen und welche am häufigsten eine grüne oder gelbe bis braune Farbe besitzen. Bei manchen sind auch andere Einschlüsse, wie Stärke u. a. (Abb. 56 — 4) bekannt.

Die meisten der Flagellaten sind nackt, bloß mit einer Cuticula versehen, und hiezu gehören viele Arten, welche die Fähigkeit besitzen, ihrem Körper verschiedenartige Gestalten zu geben. (Solche heißen amöboid). Andere besitzen eine mehr weniger derbe Hülle (Gehäuse) und sind formbeständig (nicht amöboid).

Manche der Flagellaten scheiden am Hinterende einen Stiel aus, (Taf. VII, Fig. 10, 11, 22) mit welchem sie an der Unterlage befestigt sind, und leben einsam (Taf. VII, Fig. 24) oder in Kolonien (Taf. VII, Fig. 9), wo sie nicht selten an einem gemeinsamen Stiel festsitzen (Taf. VII, Fig. 12).

Die Geißeln sind meist ansehnlich lange, schwingende Fäden von Protoplasma, und sind in bezug auf ihre Form und Stellung, wie auch in bezug auf ihre Funktion verschieden. Sie werden als Hauptgeißel, Nebengeißel und Schleppgeißel bezeichnet.

Abb. 57. Flagellata.

1. Mastigamoeba verrucosa 560×
2. Dinobryon utriculus 450×
3. Phacus pleuronectes, *st* = Stigma, 370×
4. Rhiphidodendron Huxlei 130×
5. Synura Uvella 370×
6. Phalansterium digitatum 340×
7. Salpingoeca fusiformis 1100×

(Fig. 3 nach Mez, 2 und 6 nach Stein, 1, 4, 7 nach Kent.)

Die Hauptgeißel zeichnet sich meist (nicht immer) durch eine ansehnliche Größe aus und pflegt beim Schwimmen nach vorne gerichtet zu sein. Diese vermittelt mit den Nebengeißeln die Bewegung.

Die Schleppgeißel ist nach hinten gerichtet und wird, ohne daß sie eine Bewegung zeigt, nachgeschleppt. Manche (insbesondere die gefärbten) Flagellaten besitzen an dem Vorderende, in der Nähe der Grundbasis, einen Fleck von lebhaft roter Farbe, das sogenannte Stigma (Abb. 57, Fig. 3 *st*). Die frühere Annahme, es handle sich um ein lichtempfindliches Organ, wird heutzutage vielfach bestritten.

Die Fortpflanzung erfolgt meist durch Teilung des Individuums der Länge nach.

Die Vermehrung durch Cystenbildung oder Konjugation, wie sie bei den Ziliaten (s. u.) vorkommt, ist bei den Flagellaten sehr selten.

Die umstehende Tabelle soll zur Übersicht der wichtigsten Flagellaten dienen.

Von den Geißellingen, welche in verschmutzten Wässern vorkommen und als Saprobien anzusehen sind, sollen erwähnt werden:

Dimastigamoeba longicauda Duj. (Dimorpha Grub. Taf. VII, Fig. 7) Körper in freischwimmendem Zustande länglich bis rundlich, beim Kriechen mit zahlreichen verästelten Pseudopodien. Das Vorderende trägt zwei nahezu gleich lange Geißeln, von denen die eine nach vorn, die andere nach hinten gerichtet ist. Körper 18—36 μ lang, 9—14 μ breit. Im Kanalwasser und in faulenden Wasserproben gemein. Polysaprob.

Cercomonas crassicauda Duj. (Taf. VII, Fig. 8) Körper sehr formveränderlich, in schwimmendem Zustande meist elliptisch, 10—20 μ breit. Vorderende mit starker Geißel, Hinterende dick, pseudopodienartig in einen Schwanz ausgezogen. In Infusionen und im Schmutzwasser häufig. Polysaprob.

Oikomonas S. K.

Gestalt oval. Neben der Geißelbasis eine vorspringende Lippe, zur Nahrungsaufnahme dienend. Klein, nicht über 20 μ lang.

O. Termo (Ehrbg. — Taf. VII, Fig. 9). Nicht über 10 μ lang. Freischwimmend oder auf fadenförmigen Stielen sitzend. Eine der häufigsten Flagellaten. In Aufgüssen und Abwässern kaum jemals fehlend.

O. mutabilis Kt. (Taf. VII, Fig. 10) Körper sehr formveränderlich, bis 20 μ lang, öfters an einem die Körperlänge um das 3—5fache übertreffenden Faden. In Aufgüssen und Abwässern sehr verbreitet. Polysaprob.

Monas guttula Ehrbg. (Taf. VII, Fig. 11) Körper eiförmig oder kugelig, 8—14 μ lang, vom fadenförmigen Stiele scharf abgesetzt, mit Mundleiste, ohne Augenfleck. In Schmutzwässern häufig. Mesosaprob.

Anthophysa vegetans (Müll) Bory (Taf. VII, Fig. 12). Einzelne Tierchen 30 μ lang, birnförmig, mit abgestutztem Vorderende, welches auf einer Seite zu spitzem Fortsatz ausgezogen ist. Am Vorderende entspringen mehrere verschieden lange Geißeln. Tierchen Kolonien bildend, bis zu 40—60, welche auf dicken, oft mit Eisenhydroxyd braun gefärbten, verzweigten Stielen aufsitzen. Die losgelösten Stiele finden sich bei der Wasseruntersuchung sehr häufig. Bei älteren Wasserproben bilden sie auf der Oberfläche des Wassers, sowie auf

Bestimmungstabelle der hauptsächlichsten Flagellaten.

1. Tiere nur mit Geißeln, ohne Kragen (Flagellata):
   I. Bloß mit einer Geißel oder mit einer Hauptgeißel und 1—2 Nebengeißeln:
      a) Nebengeißel (falls vorhanden) nach vorne gerichtet:
         * Mundöffnung fehlend:
            ○ Körper normal (in der Ruhe) amöboid, Nahrungsaufnahme mit Pseudopodien:
               + mit einer Geißel . . . . . Mastigamoeba (Abb. 57, Fig. 1)
               ++ mit zwei Geißeln . . . . . Dimorpha (Taf. VII, Fig. 7)
            ○○ Körper normal nicht amöboid, Nahrungsaufnahme ohne Pseudopodien:
               + mit einer Geißel:
                  \ Ohne Gehäuse, Hinterende mit starkem, schwanzförmigem Fortsatz . . . . . Cercomonas (Taf. VII, Fig. 8)
                  \ Hinterende ohne Fortsatz . . . . . Oikomonas (Taf. VII, Fig. 9 u. 10)
               ++ Neben der Hauptgeißel 1—2 kleine Nebengeißeln:
                  \ Tiere ohne Chromatophoren:
                     × einzeln lebend . . . . . Monas (Taf. VII, Fig. 11)
                     ×× in Kolonien, auf wiederholt verzweigten, dicken, braunen Stielen. . . . . Anthophysa (Taf. VII, Fig. 12)
                  \ Tiere mit gelblichen bis bräunlichen Chromatophoren:
                     × in bäumchenartigen Kolonien . . . . . Dinobryon (Abb. 57, Fig. 2)
                     ×× in Gallertkugeln . . . . . Uroglena
         ** Mundöffnung deutlich:
            ○ Chromatophoren vorhanden. Tiere grün bis braun gefärbt:
               + Tiere nackt oder mit schwacher Cuticula, Farbstoff gelbbraun, in 1—2 Platten, mit 1 Geißel . . Chromulina (Taf. VII, Fig. 13)
               ++ Tiere mit starker, spiralgestreifter Cuticula:

\ Cuticula elastisch, Tiere formveränderlich:
× Tiere ohne Panzer, frei schwimmend . . . . . Euglena (Taf. VII, Fig. 14 u. 15)
×× Tiere mit panzerförmiger, vom Körper abstehender rauher (stacheliger) Hülle . . . . . Trachelomonas (Taf. VII, Fig. 16)
\\ Cuticula sehr starr. Zellen formbeständig. Körper unsymmetrisch, flachgedrückt oder spiralig zusammengerollt, mit langem Schwanz . . . Phacus (Abb. 57, Fig. 3)
○○ Chromatophoren fehlen. Eine Geißel vorhanden:
+ Membran elastisch. Tiere formveränderlich:
\ Körper nach vorne zugespitzt, mit Mundfalte und mit zwei Mundstäbchen . . . . . Peranema (Taf. VII, Fig. 18)
\\ Körper nach hinten zugespitzt, ohne Mundstäbchen . Euglenopsis (Taf. VII, Fig. 19)
++ Membran starr. Tiere nicht formveränderlich. Hinterende gerundet, Vorderende halsartig verlängert . . Menoidium (Taf. VII, Fig. 20)

b) Eine vordere Hauptgeißel und eine hintere Nebengeißel (Schleppgeißel). Die letztere meist stärker entwickelt:

* Beide Geißeln am Vorderende entspringend:
○ Zellkern in der Mitte, Körper meist länglich . . . . . Bodo (Taf. VII, Fig. 21 u. 23)
○○ Zellkern im Vorderende. Vorderende mit großem Ausschnitt . Phyllomitus (Taf. VII, Fig. 23)
** Die Schleppgeißel von der Mitte der Bauchseite entspringend, Körper bohnenförmig . . . . . Pleuromonas (Taf. VII, Fig. 24)

II. Am Vorderende 2—4 gleichlange Geißeln, Tierchen Kolonien bildend:

a) 2 Geißeln dicht nebeneinander an der Körperspitze:

* Kolonien fächerförmig . . . . . Rhiphidodendron (Abb. 57, Fig. 4)
** Kolonien dichotom . . . . . Cladomonas
*** Kolonien kugelig, braun . . . . . Synura (Abb. 57, Fig. 5)

b) Zwei Geißeln seitlich am Körper angebracht, oder mehrere Geißeln:

* 2 Geißeln an den flügelartigen Seitenauftreibungen des Körpers — Trepomonas (Taf. VII, Fig. 29 u. 30)

** Geißeln aus zwei verschieden getrennten Punkten entspringend — Tetramitus (Taf. VII, Fig. 27)

○ 6 Geißeln zu je drei auf den beiden Seiten des Vorderendes — Trigonomonas (Taf. VII, Fig. 27)

○○ 8 Geißeln zu je vier in der Mitte des geflügelten Körpers — Trepomonas

○○○ 2 Geißeln am Hinterende und zu beiden Seiten des Vorderendes 2 dreizählige Geißelgruppen . . . . . — Hexamitus (Taf. VII, Fig. 31)

○○○○ 3 Geißeln, einzelstehend . . . . . — Dallingeria (Taf. VII, Fig. 32)

2. Tierchen mit Geißeln und mit trichterförmigem Kragen (Choanoflagellata):

I. Kragen breit, trichterförmig, Tierchen einzeln lebend in dünnwandigem Gehäuse . . . . . — Salpingoeca (Abb. 57, Fig 7)

II. Kragen eng, kegelförmig, Tierchen in Kolonien lebend . . . . — Phalansterium (Abb. 57, Fig. 6)

Die früher zu den Flagellaten gezählten Dinoflagellaten werden zu den Algen gezählt und sind auf der Seite 89 behandelt worden.

den Glaswänden schon mit freiem Auge sichtbare braune Schichten. Häufig in Sumpfwässern, besonders aber in Abwässern. Mesosaprob.

Chromulina Rasanoffii (Woronin) Bütschli (Taf. VII, Fig. 13). Gehört zu den sogenannten Chrysomonaden, welche dadurch ausgezeichnet sind, daß sie in ihrem Körper einen oder zwei gelbbraune Chromatophoren einschließen.

Sie besitzt einen kugelförmigen oder ovalen, 8—9 μ langen Körper mit einer Vakuole und einer schmalen Farbstoffplatte. Sie bildet oft an der Oberfläche von stehenden Wässern unbenetzbare, staubartige Überzüge. Verschiedene Entwicklungsstadien dieser Monade sind aus der Abbildung ersichtlich. In Sümpfen, Klärbassins von Zuckerfabriken und besonders häufig in Gewächshäusern. Oligosaprob.

Euglenaarten besitzen einen spindelförmigen oder abgeflachten, an eine Fischgestalt erinnernden und mit grünen Chromatophoren und Paramylumkörnchen versehenen Körper. Am Vorderende befindet sich der Mund, aus welchem eine meist ansehnliche Geißel entspringt; an dem begeißelten Ende befindet sich gewöhnlich ein roter Augenfleck (Stigma). Die Euglenen können gut das Austrocknen vertragen und sind überhaupt stark widerstandsfähig.

Unter ungünstigen Lebensverhältnissen pflegen sie sich zu encystieren, d. i. sie runden sich ab und umgeben sich mit einer gallertartigen Hülle, um, wenn günstigere Verhältnisse eintreten, weiter fortleben zu können.

Eugl. viridis Ehrbg. (Taf. VII, Fig. 14) Körper spindelig nach beiden Seiten verschmälert, zirka 50 μ lang und 15 μ breit. Die Geißel so lang als der Körper. Chromatophor von der Mitte aus strahlig auslaufend. Sie befindet sich überall im Schmutzwasser, besonders in Hausabwässern. Eugl. viridis gehört zu den wenigen Organismen, welche monatelang ohne Licht ihren grünen Farbstoff bewahren können. Polysaprob.

Eugl. olivacea Schmitz. Ist etwas größer, mit olivengrünen Chromatophoren (?); sie kommt besonders in Fabriksabwässern vor und dürfte nur eine Form der Euglena viridis sein. Polysaprob.

Eugl. velata Kl. Körper gestreckt eiförmig, bis 100 μ lang, mit einer kurzen Endspitze. Geißel körperlang. Chromatophoren bandförmig, oft lappig eingeschnitten. In stehendem und auch in stark verunreinigtem Wasser häufig. Polysaprob.

Eugl. spirogyra Ehrbg. (Taf. VII, Fig. 15) Körper langgestreckt, zylindrisch bis bandförmig, öfter um die Längsachse gedreht, bis 90 μ lang, mit einer viel kürzeren Geißel als der Körper. Zellhaut

stark spiralig gestreift, die Streifen mit Höckerchen besetzt. Nicht selten durch Eisenhydroxyd braun gefärbt. Chromatophoren zahlreich, scheibenförmig. Verbreitet in frischem, sowie auch in sumpfigem und unreinem Wasser. Mesosaprob.

Trachelomonas volvocina Ehrbg. (Taf. VII, Fig 16) Körper 10—20 μ lang, von einer meist durch Eisenhydroxyd braun gefärbten, kugelrunden, spröden Hülle umgeben, welche an einem Ende schwach verdickt ist. Aus diesem Ende tritt eine lange Geißel hervor. Sehr verbreitet in stehendem und auch in verschmutztem Wasser. Oligosaprob.

Astasia distorta Duj. (A. curvata Kl. — Taf. VII, Fig 17) Der Euglena ähnlich, farblos, etwa 45 μ lang, mit einer Geißel. Die Gestalt ist veränderlich, in der Bewegung spindelförmig, etwas gekrümmt, häufig abgeflacht oder um die Achse gedreht, am Vorderende abgestutzt. In Infusionen und in faulendem Wasser häufig. Oligosaprob.

Peranema trichophorum Ehrbg. St. (Taf. VII, Fig. 18) Körper sehr formveränderlich, bis 80 μ lang. Beim Schwimmen gleitet das Tier langsam und gleichmäßig, wobei nur die Spitze der am Vorderende sich befindlichen Geißel in Bewegung ist. In gestrecktem Zustande ist der Körper nach hinten verbreitet (eiförmig), Cuticula spiralig gestreift. Sehr gefräßig, besonders gern Euglenen verzehrend. In Sumpfwässern, verschmutztem und faulem Wasser häufig. Mesosaprob.

Euglenopsis vorax Kl. (Taf. VII, Fig. 19) Körper spindelförmig, 20—26 μ lang. Am Vorderende befindet sich etwas seitlich eine Mundrinne, aus welcher eine etwa körperlange Geißel entspringt. Etwas formveränderlich. Die Membran ist undeutlich gestreift. Als Nahrung dient der Euglenopsis vornehmlich Stärke. In faulem, an stärkeführenden Teilen reichem Wasser. Mesosaprob.

Menoidium pellucidum Py. (Taf. VII, Fig. 20) Der zarte, durchsichtige, sichelförmig gekrümmte, bis 40 μ lange Körper ist formbeständig, mit einer Geißel versehen. Die Membran ist dicht, der Länge nach gestreift. In Sumpfwässern und in alten, faulenden Wasserproben. Mesosaprob.

Bodo (Ehrbg.) St.

Körper nackt, mitunter etwas formveränderlich. Am vorderen, zugespitzten Ende befindet sich eine Grube, aus welcher zwei Geißeln entspringen, von denen die eine nach vorn, die andere (Schleppgeißel) nach hinten gerichtet ist.

Bodo minimus Kl. Körper 4—5 μ lang, 2—2·5 μ breit, bohnenförmig, mit deutlicher Geißelgrube. Schleppgeißel 2mal so lang als die

vordere. Bewegt sich langsam kriechend. Im Schmutzwasser. Oligosaprob.

B. globosus St. (Taf. VII, Fig. 21). Kugelig oder breit eiförmig, 9—13 μ lang, 8—12 μ breit, ohne deutliche Geißelgrube. Schleppgeißel etwas länger als die vordere. Bewegung hin- und herzitternd. Der Körper erscheint öfter, infolge der Nahrungsaufnahme von Algen herrührend, grün gefärbt.

Im Sumpfwasser und in lange stehenden Wasserproben. Oligosaprob.

B. saltans Ehrbg. (Taf. VII, Fig. 22) Eiförmig, etwas zusammengedrückt, 8—15 μ lang. Geißelgrube zu einer auf der Bauchseite schraubig verlaufenden Furche verlängert. Schleppgeißel 2—3mal so lang als die vordere. Das Tier ist oft mit der Schleppgeißel angeheftet und führt dann schnellende Bewegungen aus. In faulendem Wasser gemein. Mesosaprob.

Phyllomitus amylophagus Kl. (Taf. VII, Fig. 23) Körper länglich, 19—25 μ lang, 7—13 μ breit, vorn schräg abgeschnitten, zugespitzt. Mundstelle als großer Ausschnitt am Vorderende, aus dem zwei ungefähr gleiche Geißeln entspringen. Seine Nahrung besteht hauptsächlich aus Stärkekörnern. In faulem, stärkereichem, pflanzenteilehaltigem Wasser. Polysaprob.

Pleuromonas jaculans Py. (Taf. VII, Fig. 24) Körper bohnenförmig, 5—10 μ lang, 6 μ breit, mit zwei Geißeln, von denen eine am Vorderende, die andere in der Mitte der Bauchseite entspringt. Das Tier heftet sich mit der Schleppgeißel an und führt kräftige, schnellende Bewegungen aus. In reinem und auch in schwach verunreinigtem Wasser häufig. Oligosaprob.

Polytoma Uvella Ehrbg. (Taf. VII, Fig. 25) Körper eiförmig, ungefähr 25 μ lang, mit einer zarten, meist vom Plasmakörper abstehenden Hülle. Am Vorderende befinden sich zwei gleichgroße Geißeln von Körperlänge; am hinteren Ende zahlreiche Stärkekörner. Im Sumpfwasser und in Hausabwässern. Mesosaprob.

Cyathomonas truncata Trom. (Taf. VII, Fig. 26) Körper klein, oval, stark zusammengedrückt, vorn schief abgestutzt, bis 23 μ lang. Zwei Geißeln von Körperlänge entspringen dem vorderen, zugespitzten Ende des Körpers. In faulenden Wasserproben nicht häufig. Mesosaprob.

Tetramitus rostratus Py. (Taf. VII, Fig. 27) Körper vorn breit abgestutzt und in einen seitlichen, schnabelartigen Fortsatz ausgezogen, 18—30 μ lang, 8—11 μ breit. Am Vorderende entspringen aus einer schmalen Grube vier Geißeln von ungleicher Länge. In faulem Wasser nicht selten. Mesosaprob.

Trigonomonas compressa Kl. (Taf. VII, Fig. 28) Körper im Umrisse dreieckig, vorn abgestutzt bis abgerundet, nach hinten zugespitzt, stark zusammengedrückt, 24—25 μ lang, 10—16 μ breit. Unterhalb der Vorderecken entspringen je 3 ungleich lange Geißeln. In faulendem Wasser nicht häufig. Mesosaprob.

Trepomonas Duj.

Körper eiförmig oder kegelförmig, immer abgeflacht, vorn und hinten etwas abgerundet. Rechts und links, aber auf verschiedenen Seiten, befinden sich die zur Nahrungsaufnahme dienenden Mundtaschen, Körperquerschnitt daher S-förmig. In der Mitte der Seitenränder jederseits eine bis 2 Geißeln. In den Gruben der Mundtaschen je 2 oder 3 schwer wahrnehmbare kleine Geißeln (Mundzilien).

Tr. rotans Klebs (Taf. VII, Fig. 29) Körper vorne breit abgerundet, 10—13 μ lang, 7—8 μ breit. Hinterrand etwas ausgeschnitten. Seitenränder wenig eingekrümmt, je eine seichte Mundtasche bildend. In der Mitte jedes Seitenrandes zwei Geißeln gleicher Länge, in jeder Mundtasche zwei Zilien. Bewegung langsam, bestehend in einem ununterbrochenen Drehen auf einer Stelle. In faulendem Wasser. Polysaprob.

Tr. agilis Duj. (Taf. VII, Fig. 30) Körper etwa oval, stark variabel, 10—33 μ lang. Die stark ausgebildeten und eingekrümmten Seitenränder recht ansehnliche Mundtaschen bildend. Am vorderen Ende jederseits eine Bewegungsgeißel und in jeder Tasche drei Zilien. In ausgefaultem Wasser. Polysaprob.

Hexamitus inflatus Duj. (Taf. VII, Fig. 31) Körper breit eiförmig, 13—25 μ lang, 9—15 μ breit, hinten abgestutzt und abgerundet. Am Vorderende abgerundet, jederseits mit drei Geißeln, am Hinterende mit zwei aus seitlichen Furchen des Körpers entspringenden bis die doppelte Körperlänge erreichenden Geißeln. In Teichen, Sümpfen und in faulendem Wasser gemein. Oligosaprob.

Dallingeria Drysdali Kent. (Taf. VII, Fig. 32) Körper bis 6 μ lang, vorn abgestutzt, hinten verbreitert, in der Mitte schwach eingeschnürt. Eine Geißel entspringt dem Vorderende und ist nach vorn gerichtet. Ungefähr in der Mitte des Körpers, auf beiden Seiten, je eine nach hinten gerichtete Geißel. Mit den hinteren Geißeln heften sich die Tiere oft fest und führen schnellende Bewegungen aus. In faulendem Wasser. Mesosaprob.

Ciliata (Wimperinfusorien).

(Infusorien im engeren Sinne des Wortes.)

Die Wimperinfusorien besitzen eine bestimmte Körperform, und die amöboiden Formen, wie man sie bei den Flagellaten findet, fehlen vollkommen.

Man kann an ihrem Körper meist deutlich (nicht immer) eine Bauch- und Rückenseite unterscheiden. Die den Mund tragende Seite wird für gewöhnlich als die Bauch(Ventral)seite der Rücken(Dorsal)-seite gegenübergestellt.

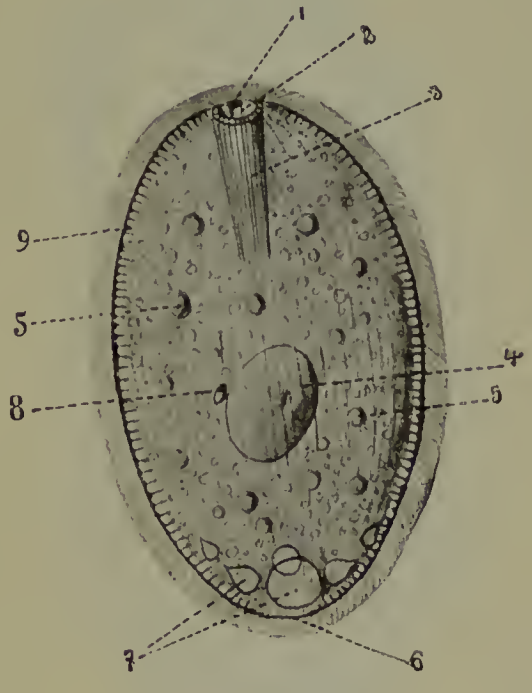


Abb. 58. Prorodon teres von der Seite 520×

1 = Zellenmund (Cytostoma), 2 = Zellenschlund (Cytopharynx), 3 = Stäbchen-(Trichter-)Apparat, 4 = Makronucleus, 5 = Nahrungsvakuolen, 6 = After (Cytopyge), 7 = kontraktile (pulsierende) Vakuolen, 8 = Mikronukleus, 9 = Cuticula. (Pellicula) mit darunterliegender Alveolarschicht des Protoplasma. (Nach Schewiakoff aus Lang.)

In ihrem Körperbau zeigen die Wimperinfusorien die höchste Entwicklung der einzelligen Organismen. Ihr Körper ist mit einer Cuticula (Pellicula. — Abb. 58 — 9 und Abb. 59 — 6) umgeben, welche bei vielen Tierchen so dünn ist, daß sie ihnen eine gewisse Formveränderung gestattet, und man pflegt diese Art Infusorien als metabolisch zu bezeichnen, im Gegensatze zu denjenigen Formen, welchen eine solche Formveränderung nicht eigen ist. Hie und da

findet die Steifheit der Cuticula in solchem Maße statt, daß dieselbe einen festen Panzer um den Zelleib bildet (Abb. 63 — 1).

In der Cuticula mancher Infusorien finden sich nicht selten eigenartige Körperchen vor, welche nach dem ausgeübten Reize einen langen, zarten Faden ausschnellen können. Diese Körperchen heißen »Trichocysten« (Abb. 59 — 14).

Die der Cuticula nach einwärts folgende homogene und hyaline Schicht des Ektoplasma (Exoplasma. — Abb. 59 — 7) ist meist einfach,

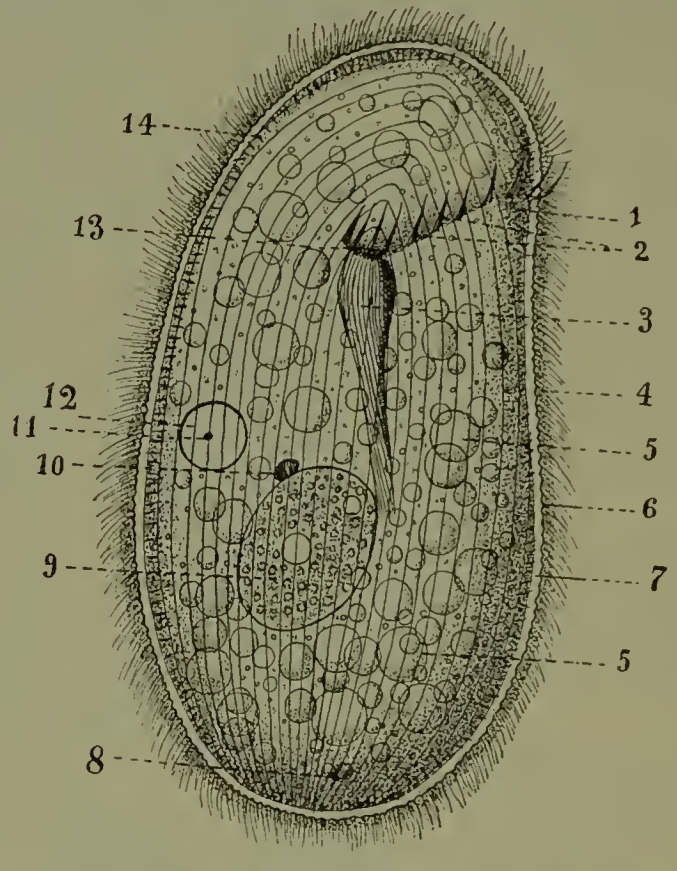


Abb. 59. Nassula elegans von der Bauchseite. Stark vergrößert.

1 = Pigmentfleck, 2 = adorale Wimperzone, 3 = Schlund, 4 = Gallertschichte, 5 = Nahrungsvakuolen, 6 = Cuticula (Pellicula), 7 = Exoplasma, 8 = After, 9 = Makronucleus, 10 = Mikronucleus, 11 = Öffnung (Porus) der pulsierenden Vakuole, 12, 13 = Mund, 14 = Trichocystenschicht. (Nach Schewiakoff aus Lang.)

in manchen Fällen jedoch in mehrere Schichten differenziert. Das Ektoplasma umschließt ein dünnflüssiges Endoplasma, in welchem sich verschiedene Einschlüsse (s. u.) befinden.

Die Körperoberfläche der Infusorien ist mit außerordentlich feinen protoplasmatischen Härchen (Zilien) bedeckt, welche in ihrer Beschaffenheit und Verteilung eine große Mannigfaltigkeit zeigen. Diese Härchen (meist zu Reihen geordnet) sind mitunter so zart, daß sie erst nach Anwendung

von Reagentien (Chromsäure u. a.) sichtbar werden, mitunter erscheinen sie wieder zu mächtigen Wimpern (Abb. 61 u. 62. — Cirren) ausgebildet. Sie dienen dem Tiere hauptsächlich als Bewegungsorgane, manchem sind sie auch bei der Nahrungsaufnahme behilflich. Nach der Art der Bewimperung werden die Ziliaten auch eingeteilt, und man spricht von holotrichen, heterotrichen, oligotrichen, hypotrichen und peritrichen Ziliaten (siehe unten). Abgesehen von sehr wenigen Formen, welche sich auf endosmotischem Wege ernähren und parasitisch leben

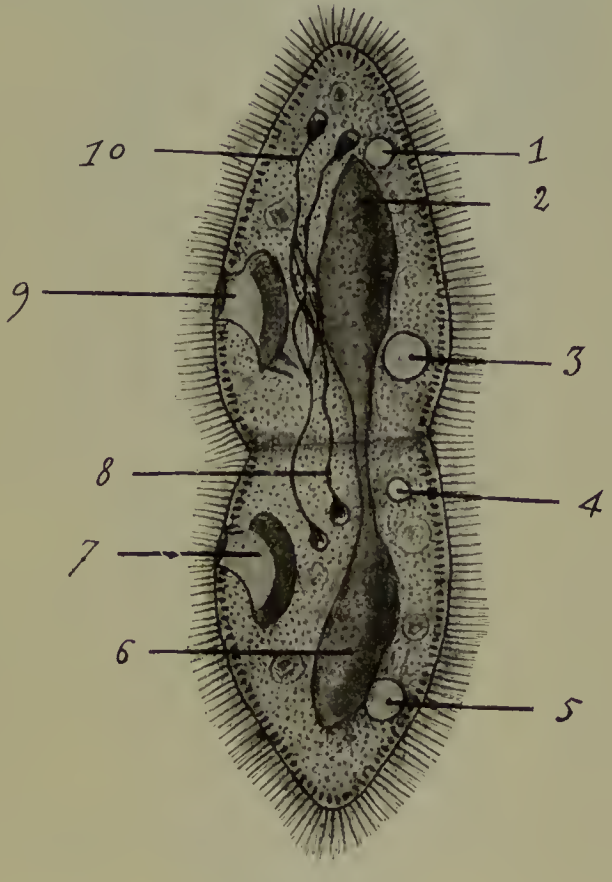


Abb. 60. Paramaecium Aurelia (Querteilung).
Kombiniertes Bild. (Nach Lang.)

(Opalina u. a.), besitzen alle Ziliaten eine im einfachsten Falle runde oder spaltförmige Mundöffnung (Abb. 59 — 13), welche recht oft in einer verschieden gestalteten Vertiefung (»Peristoma«) liegt (vergl. Abb. 59 u. 61).

Der Mund (Cytostoma) befindet sich selten polar, gewöhnlich ist er nach hinten, mitunter bis in die Körpermitte verschoben.

In der Mundumgebung befindet sich bei vielen Infusorien eine verschiedenartig ausgebildete Reihe besonders kräftiger Wimpern, die sogenannte »adorale Zone« (Abb. 59 — 2).

Bei der Mehrzahl der Wimperinfusorien wird die Nahrung mittels längerer, zu blattartigen Flächen (Membranellen. — Abb. 61 — 3) zusammengestellten, in der Nähe der Mundöffnung befindlicher Cirren eingestrudelt.

Der Mund schließt gewöhnlich an einen Schlund (Cytopharynx. — Abb. 59 — 3), der manchmal, ebenso wie der Mund, mit Zilien und undulierenden Membranen versehen ist.

In Verbindung mit Mund und Schlund findet man bei einigen Infusorien den sogenannten Trichiten — Stabapparat. (Abb. 58 — 3).

Vom Schlunde kommen die Nahrungsstoffe in das Endoplasma, durch welches ihnen die assimilierbaren Stoffe entzogen werden.

Die unverdauten Reste werden aus der meist dem Munde in entgegengesetzter Richtung befindlichen Pore (After, — Cytopyge. — Abb. 58 — 6 u. Abb. 59 — 8) ausgeschieden. Der After ist nur selten ohne weiteres sichtbar, gewöhnlich kann er erst während der Nahrungsentleerung wahrgenommen werden (Abb. 61 — 10).

Die Ziliaten sind sehr gefräßig, und man kann beobachten, wie sie größere Tiere oder Pflanzen (Algen, Diatomeen) verschlucken.

Außer den beweglichen Anhängen des Ektoplasma (Zilien, Cirren, Membranellen und undulierenden Membranen), besitzen manche Infusorien lange protoplasmatische Borsten (Tastborsten. — Taf. VII, Fig. 33 u. Taf. VIII, Fig. 13).

Im Endoplasma der Wimperinfusorien liegt meist ein großer kugeliger oder ellipsoidischer, manchmal auch langer, hufeisenförmiger bis bandförmiger Kern (Makronucleus. — Abb. 58 — 4 u. Abb. 59 — 9) und in seiner Nähe ein oder mehrere kleinere Kerne (Mikronuclei. — Abb. 58 — 8 u. Abb. 59 — 10).

Außer dem Kern kommen im Endoplasma eine oder mehrere Nahrungs- (Abb. 58 u. 59 — 5) und kontraktile Vakuolen vor (Abb. 58 — 7 u. Abb. 59 — 12).

Von den anderen Plasmaeinschlüssen sind hauptsächlich die sogenannten Zoochlorellen zu nennen; es sind kleine Algen, welche mit dem Wirte in Symbiose leben (Taf. VIII, Fig. 8).

Manche Wimperinfusorien pflegen sich, besonders beim Eintritt ungünstiger Lebensverhältnisse, abzurunden und mit einer starken Wand zu umgeben (encystieren), in welchem Zustande sie dann nach vollkommener Austrocknung des Wassers durch den Wind fortgetragen werden und unter günstigen Bedingungen sich weiter entwickeln können.

Die Fortpflanzung der Wimperinfusorien erfolgt im beweglichen Zustande gewöhnlich in der Querteilung und nur höchst selten durch eine Schrägteilung des Körpers (Abb. 60). Ebenso erfolgt die Fortpflanzung der Infusorien auch im ruhenden (encystierten) Zustande,

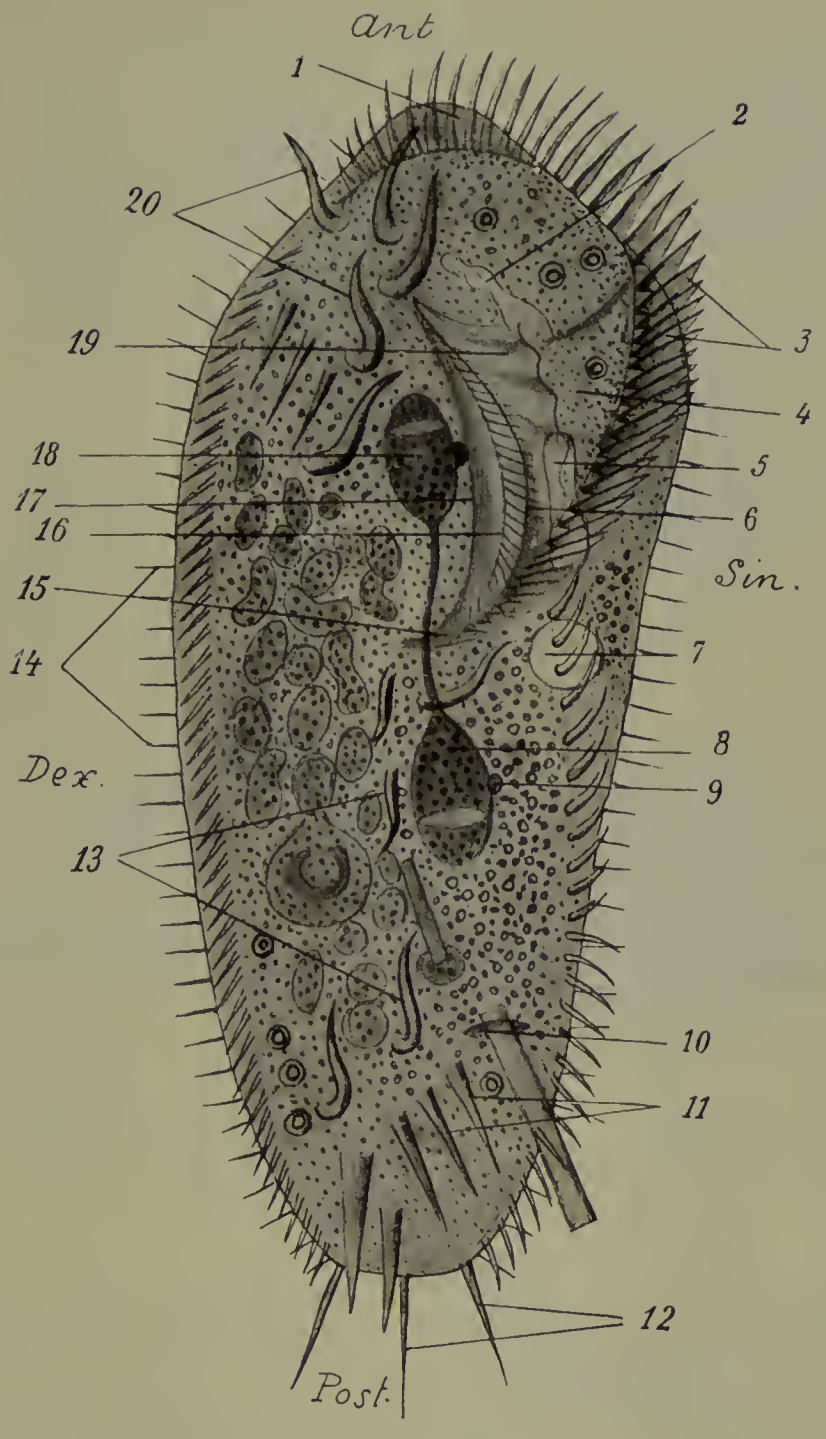


Abb. 61. Stylonichia mytilus von der Bauchseite.
Sehr stark vergrößert.

1 Oberlippe, 2 zuführender Kanal der pulsierenden Vakuole, 3 = adorale Membranellenzone, 4 Peristom, 5 zuführender Kanal der pulsierenden Vakuole, 6 rechter vorspringender Peristomrand, 7 pulsierende Vakuole, 8 hintere Hälfte des Makronucleus, 9 = hinterer Mikronucleus, 10 After (eine Diatomee entleerend), 11 Aftercirren, 12 Schwanzborsten, 13 Bauchcirren, 14 Tastborsten, 15 Mund, 16 präorale undulierende Membran, 17 rechtseitiger Grund des Peristoma, 18 vordere Hälfte des Makronucleus, 19 präorale undulierende Membran, 20 Stirncirren (Nach Leuckart zool. Wandtafeln aus Lang)

nachdem, wie früher erwähnt, sich das abgerundete Infusorium mit einer Cystenhaut umgeben hat, innerhalb welcher sich dann die Zwei- oder Vierteilung abspielt. Bei der Fortpflanzung spielen die Kerne, besonders die Mikronuclei, eine sehr wichtige Rolle.

Nach längerer Zeit ungeschlechtlicher Fortpflanzung sinkt die Lebensenergie und es zeigt sich eine Auffrischung durch einen Geschlechtsakt nötig.

Dieser besteht in wenigen Fällen in einer vollkommenen Verschmelzung zweier Individuen.

Zum größten Teile geht der Geschlechtsakt in der Weise vor sich, daß sich zwei Infusorien gewöhnlich mit den Mundöffnungen aneinanderlegen, so daß ihre Plasmen kommunizieren können, wobei ein komplizierter Prozeß einer Zellkernteilung eintritt.

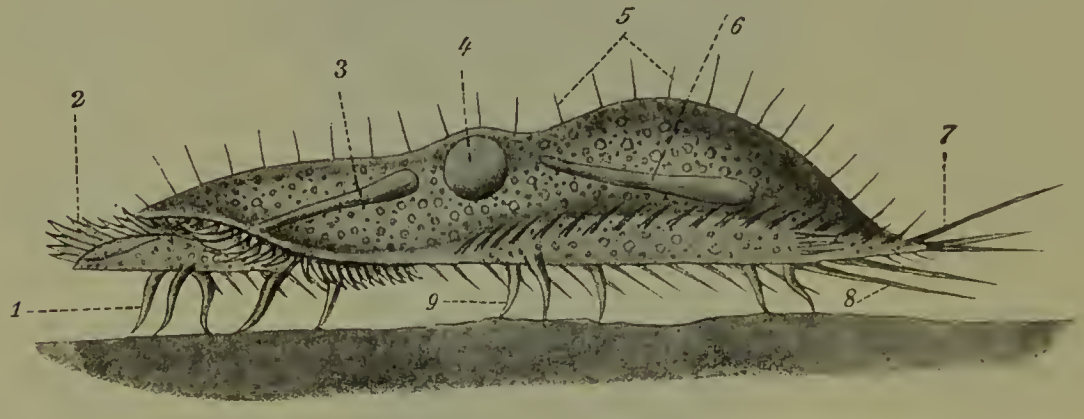


Abb. 62. Stylonichia mytilus. Kriechend (von der linken Seite). Stark vergrößert.

1 = Stirncirren, 2 = adorale Zone, 3 = vorderer zuführender Kanal der pulsierenden Vakuole, 4, 5 = dorsale Borsten, 6 = hinterer zuführender Kanal, 7 = Schwanzborsten, 8 = Aftercirren, 9 = Bauchcirren. (Nach Bütschli und Schewiakoff aus Lang.)

Die Gehäuse- oder Stielbildung und das mit der letzteren verbundene familienartige Vorkommen der Infusorien ist nicht selten. Die Stiele pflegen einfach (Taf. IX, Abb. 5) oder verzweigt (Abb. 63, Fig. 10) zu sein, und sind gebildet aus einer chitinartigen Rinde und einer weicheren Markmasse, in welcher häufig ein Stielmuskel liegt (Taf. IX, Fig. 6).

Die Infusorien kommen vorzüglich in stehendem oder sehr langsam fließendem Wasser vor. Ein Quellwasser enthält fast gar keine Infusorien.

Viele von ihnen leben parasitisch an kleineren Tieren. Die meisten bevorzugen das frische und reine Wasser, manche dagegen sind ausgesprochene Saprobien und kommen nur in faulendem, an organischen

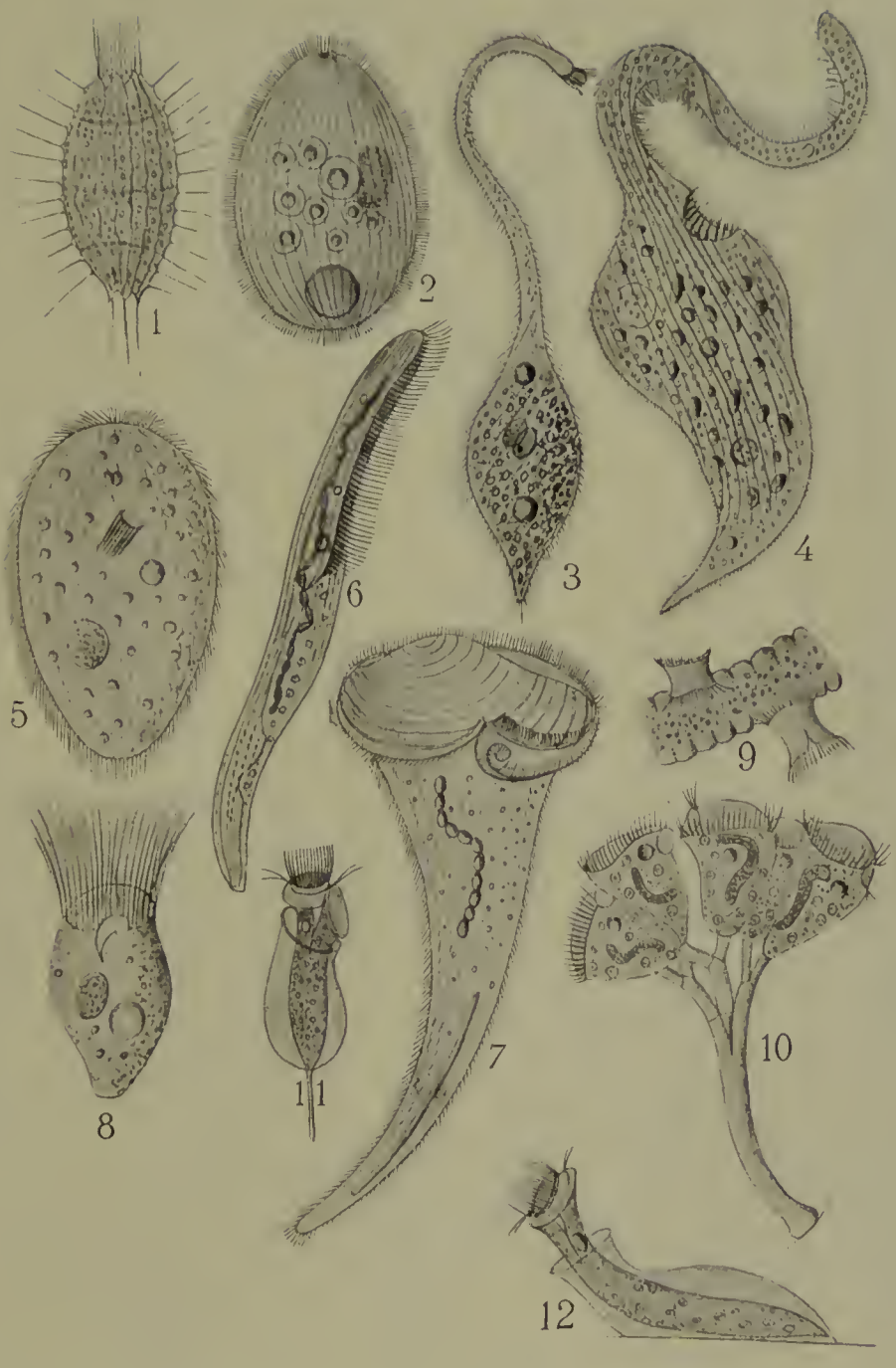


Abb. 63. Ciliata.

1 Coleps hirtus 560×
2. Holophrya discolor 300×
3 Lacrymaria olor 225×
4 Dileptus cygnus 225×
5. Nassula ornata 150×
6. Spirostomum ambiguum 170×
7 Stentor polymorphus 90×
8. Strombidium Claparedii 300×
9. Trichodina pediculus 225×
10 Epistylis leucoa 75×
11. Pyxicola affinis 190×
12. Lagenophrys longicollis 225×

(Fig. 1, 2 nach Mez, 3 nach Vosseler, 4 nach Claparede, 5 und 10 nach Ehrenberg, 6 und 7 nach Stein, 8—10 nach Kent; Fig. 4 aus Mez, 3, 6, 7 aus Lampert, die übrigen Figuren aus Kent.)

Bestimmungstabelle der hauptsächlichsten Ziliaten.

1. Mund meist nur während der Nahrungsaufnahme geöffnet. Die letztere erfolgt durch Schlucken der Nahrung. Undulierende Membran fehlt. Schlund ohne Wimpergebilden . . **Gymnostomata**

I. Mund am Vorderende oder nur wenig nach hinten verschoben:

a) Tiere gepanzert, allseitig gleichmäßig bewimpert . . . . . Coleps (Abb. 63, Fig. 1)

b) Tiere nicht gepanzert, allseitig gleichmäßig bewimpert:

* Ein stärkerer Wimperkranz unter dem Mund fehlt:

○ Vorderende nicht halsartig verschmälert:

\+ Endborste (Springborste) fehlt, Schlund undeutlich, ohne Stabapparat . . . . . Holophrya (Abb. 63, Fig. 2)

++ Endborste fehlt, Schlund deutlich, mit Stabapparat Prorodon

+++ Endborste vorhanden . . . . . Urotricha (Taf. VII, Fig. 33)

○○ Vorderende halsartig verschmälert:

\+ Vorderende stark verschmälert. Vorderer Pol und Mund gerade . . . . . Enchelys (Taf. VIII, Fig. 1)

++ Vorderende weniger verschmälert. Vorderer Pol und Mund schief . . . . . Spathidium (Taf. VIII, Fig. 2)

** Unter dem Mund ein Kranz von auffallend größeren Wimpern, Körper rund, von flaschenförmiger (auffallend langer, verschmälerter) Gestalt . . . . . Lacrymaria (Abb. 63, Fig. 3)

II. Mund stark seitlich oder fast in der Körpermitte:

a) Schlund fehlt oder sehr kurz. Stäbchenapparat fehlt:

* Mund auf der konvexen Bauchkante des dorsalwärts gekrümmten Rüssels:

○ Mund sehr langgestreckt. Rüssel so lang oder länger als der Körper . . . . . Lionotus (Taf. VIII, Fig. 3)

○○ Mund porenförmig. Körper langgestreckt . . . . . Dileptus (Abb. 63, Fig. 4)

** Mund auf der konkaven Bauchseite des ventralwärts gekrümmten Rüssels . . . . . Loxodes

b) Schlund vorhanden, Stäbchenapparat vorhanden:

* Körper rund, allseitig bewimpert . . . . . Nassula (Abb. 63, Fig. 5)

** Körper abgeplattet, Vorderende zugespitzt, Hinterende breit abgerundet. Bewimperung auf die Bauchseite beschränkt Chilodon (Taf. VIII, Fig. 4 u. 5)

2. Mund regelmäßig, offen, mit undulierender Membran, oder Schlund mit Wimpergebilden. Nahrungsaufnahme erfolgt durch Einstrudelung:

I. Adorale Zone fehlt, Mundrand oder Schlund mit 1—2 undulierenden Membranen . . . . . **Aspirotricha**

a) Schlund sehr deutlich ausgebildet, röhrenförmig. Tierchen allseitig gleichmäßig bewimpert . . . . . Paramaecium (Taf. VIII, Fig. 6—9)

b) Schlund fehlend oder nur schwach ausgebildet:

* Undulierende Membran klein:

○ Mund oberflächlich, seitlich stehend, Bauchseite schwach vertieft, undulierende Membran stets in klappender Bewegung . . . . . Glaucoma (Taf. VIII, Fig. 10)

○○ Mund eingesenkt, seitlich stehend, ohne undulierende Membran. Bauchseite stark vertieft . . . . . Colpoda (Taf. VIII, Fig. 12)

○○○ Mund eingesenkt, seitlich stehend, mit undulierender Membran. Bauchseite stark vertieft . . . . . Colpidium (Taf. VIII, Fig. 11)

** Undulierende Membran groß, flügelartig, die ganze linke Seite des kleinen Tieres (bis 30 μ) einnehmend . . . Cyclidium (Taf. VIII, Fig. 13)

II. Adorale Zone vorhanden:

a) Körper mit außerordentlich feinen Zilien bekleidet:

* Körper stark abgeflacht, Peristom rinnenförmig, lang . . . Blepharisma (Taf. VIII, Fig. 14)

** Körper rund, biegsam, wurmförmig . . . . . Spirostomum (Abb. 63, Fig. 6)

*** Körper trichterförmig erweitert, Peristom am Vorderende spiralig . . . . . Stentor (Abb. 63, Fig. 7)

b) Körper nur am Peristom bewimpert, die sonstige Bewimperung (bis auf einzelne lange Borsten) fehlt:

* Peristom senkrecht zur Achse stehend, spiralig links gewunden. Körper meist völlig nackt oder mit spärlicher Behaarung. Zellkern gewöhnlich nicht langgestreckt (Ausnahme Arachnidium): . . . . . **Oligotricha**

○ Zellkern hufeisenförmig . . . . . Arachnidium (Taf. VIII, Fig. 15)

○○ Zellkern rundlich:

\+ Körper ohne steife Borsten, Wimpern fast so lang wie der Körper . . . . . Strombidium (Abb. 63, Fig. 8)

++ Körper mit langen, steifen, zerstreuten Borsten Halteria (Taf. VIII, Fig. 16)

** Peristom dreieckig, bogenförmig, schief zur Längsachse stehend oder senkrecht zur Achse spiralig gewunden. Im letzteren Fall der Zellkern viel länger als breit (hufeisenförmig, wurst- oder wurmförmig):

a) Peristom dreieckig, schief zur Längsachse, Körper mit deutlich unterscheidbarer Rücken- und Bauchseite. Bewegungszilien meist nur an der Bauchseite, der Rücken in der Regel mit Längsstreifen steifer Borsten. Am Vorderende meist einige größere Stirncirren, am Hinterende einige Aftercirren: **Hypotricha**

* Stirncirren von den Bauchcirren durch Größe und Biegsamkeit verschieden. Zellkerne, mehrere (2—6) Bauch- und Randreihen von Wimpern deutlich:

○ 5 Bauchreihen von Wimpern, mit Aftercirren, ohne Schwanz . . . . . Urostyla (Taf. VIII, Fig. 17)

○○ 2 Bauchreihen von Wimpern, ohne Aftercirren, mit Schwanz . . . . . Uroleptus (Taf. VIII, Fig. 18)

○○○ 5 Bauchcirren und 5 Aftercirren, letztere dicht beisammen:

\+ Tiere biegsam, Peristom vorn und links eingebogen . . . . . Oxytricha (Taf. VIII, Fig. 19 u. 20)

++ Tiere formbeständig, Peristom vorn nicht nach links gebogen . . . . . Stylonichia (Taf. VIII, Fig. 21)

** Bloß ein langer, wurstförmiger Zellkern, Bauch- und Randreihen der Cirren schwach oder fehlend:

○ Peristom bis zur Mitte des Körpers reichend, mit Bauchcirren . . . . . Euplotes (Taf. VIII, Fig. 22 und Taf. IX, Fig. 1)

○○ Peristom (sehr schmal) fast bis zum Hinterende reichend. Ohne Bauchcirren . . . . . Aspidisca (Taf. IX, Fig. 2 u. 3)

b) Peristom zur Achse senkrecht gestellt, kreisförmig, rechts gedreht, sonstige Bewimperung fehlt. Zellkern meist länger als breit; wurst-, hufeisen- oder wurmförmig . . . . . **Peritricha**

* Ohne Gehäuse:

○ Tiere ungestielt:

\+ Hinterende ohne Borsten . . . . . Arachnidium (Taf. VIII, Fig. 15)

++ Hinterende mit 2 Borsten . . . . . Astylozoon (Taf. IX, Fig. 4)

○○ Tiere gestielt:

\+ Stiel mit kontraktilem Muskelfaden (Stielfaden):

\ einzeln lebend . . . . . Vorticella (Taf. IX, Fig. 5)

\\ in baumartig verzweigten Kolonien:

× Kontraktiler Muskelfaden der Kolonie gemeinsam . . . . . Carchaesium (Taf. IX, Fig. 6)

×× Kontraktiler Muskelfaden der Kolonie nicht gemeinsam . . . . . Zoothamnium

++ Stiel ohne Muskelfaden, Tiere in Kolonien lebend:

\ Ohne Schleimausscheidung, nicht in Gallertkugeln . . . . . Epistylis (Abb. 63, Fig. 10)

\\ mit Schleimausscheidung, in Gallertkugeln . Ophrydium

** Mit Gehäuse:

○ Gehäuse aufrecht stehend, gestielt, mit Deckel . . . Pyxicola (Abb. 63, Fig. 11)

○○ Gehäuse niederliegend, seitlich angeheftet . . . . Lagenophrys (Abb. 63, Fig. 12)

Stoffen reichem Wasser vor. Sie ernähren sich dortselbst von den gelösten organischen Stoffen direkt, oder es dienen ihnen die in solchen Wässern massenhaft vorkommenden Bakterien als Nahrung.

Von den parasitisch lebenden Infusorien interessiert uns das im Darme mancher Wirbeltiere (gewöhnlich beim Schwein, jedoch auch beim Menschen) vorkommende Balantidium coli Stein.

Holotricha.

Bewimperung sehr verschieden, teils gleichmäßig, teils nur auf eine Seite (Kriechfläche) beschränkt. Zum Teil ist die Bewimperung auf einen oder mehrere den Körper ringförmig umziehende Kränze beschränkt.

Urotricha farcta (Ehrbg.) Cl. u. L. (Taf. VII, Fig. 33) Körper eiförmig, vorne zugespitzt, mit einer zum Körper schief stehenden Tastborste, 15—17 μ lang, 13—15 μ breit. Kontraktile Vakuole an dem zum Teil unbewimperten Hinterende, Körper grob, spiralig gestreift. Makronucleus kugelig, zentral. Mikronucleus anliegend.

Der ganze Körper ist bis auf das Hinterende mit langen Wimpern bekleidet. Die Tiere schwimmen langsam, in Kreislinien sich bewegend, plötzlich schießen sie eine längere Strecke geradlinig fort. Zwischen Pflanzen und auch in Schmutzwässern, sowie in faulenden Wasserproben gemein. Mesosaprob.

Enchelys silesiaca (Ehrbg.) Mez (Taf. VIII, Fig 1). Körper länglich oder eiförmig, hinten gerundet, bis 100 μ lang. Zilien sehr kurz, fein Der Mund mit einer sphinkterartigen Lippe umgeben. Kontraktile Vakuole im Hinterende, Zellkern hufeisenförmig, wodurch sich dieselbe von der ihr sehr ähnlichen E. pupa Ehrbg. mit rundem Zellkern unterscheidet. In Abwässern nicht selten. Mesosaprob

Spathidium hyalinum Duj. (Taf. VIII, Fig. 2) Körper beutelförmig, gleichmäßig bewimpert, seitlich zusammengedrückt, hinten gerundet, vorne halsartig verschmälert, 150—250 μ lang. Mundränder wulstig verdickt. In länger stehenden, aus Wiesenbächen und Teichen stammenden Wasserproben häufig. Oligosaprob.

Lionotus fasciola (Ehrbg. — Tafel VIII, Fig. 3.) Die Bewimperung ist beschränkt auf die abgeflachte rechte Seite. Körper beutelförmig, vorn zu einem langen Rüssel, hinten zu einem kurzen Schwanz ausgezogen; bis 100 μ lang. Makronucleus zweigliederig, Mikronucleus anliegend. Kontraktile Vakuole am hinteren Schwanzende. In Tümpeln, Gräben, Teichen, auch in ausgefaulten Wässern häufig. Oligosaprob.

Chilodon Ehrbg.

Körper mit ebener oder konkaver Bauch- und gewölbter Rückenseite. Am Vorderende zu einem nach hinten gedrehten gerundeten Schnabel umgebogen, hinten gerundet. Der Schnabel, sowie auch die Seitenränder biegsam.

Von der vorspringenden linken Ecke des Schnabels läuft zum Rande des Mundes ein bogig gekrümmter Wimpernstreifen.

Kern oval, Vakuole sehr wechselnd. Schlund fischreusenartig, mit feinen Stäbchen. Bewegung: meist auf der Bauchseite kriechend oder auch mit oder ohne Drehen schwimmend.

Ch. Cucullulus (O. F. M. — Taf. VIII, Fig 4.) Körper oval, mit vielen kontraktilen Vakuolen, bis 190 µ lang, mit einer fast geradlinigen und einer stärker gekrümmten Seite, auf der rechten Seite hyalin gesäumt. Rücken kahl. In stehendem Wasser, auch in Abwässern, überall. Mesosaprob.

Ch. uncinatus Ehrbg. (Taf. VIII, Fig 5.) Körper eiförmig, bis 60 µ lang, mit deutlich abgesetztem Schnabel, ringsherum hyalin gesäumt, mit 2 kontraktilen Vakuolen. Vorkommen wie bei voriger Art. Mesosaprob.

Paramaecium Stein.

Körper drehrund oder etwas abgeplattet, biegsam, eiförmig. Schlund röhrenförmig, an der Dorsalwand mit langer undulierender Membran oder Zilienreihe. Bewimperung fein, dicht, gleichmäßig.

P. caudatum Ehrbg. (Taf. VIII, Fig. 6) Körper lang, spindelförmig, drei bis viermal so lang als breit, am hinteren Ende spitz abgerundet, gewöhnlich mit etwas längeren Zilien besetzt. Zwei kontraktile Vakuolen mit radienartig angeordneten Zuführungskanälen. Makronucleus eiförmig, Mikronucleus anliegend. Länge 120—330 µ. In stehendem Wasser, Abwässern und in faulenden Wasserproben sehr gemein. Polysaprob.

P. Aurelia (O. F M. — Taf. VIII, Fig. 7). Körper lang, dünn, vorn abgerundet. Hinterende stumpf abgerundet, ohne längere Zilien. Peristomfurche lang, tief und eng. Makronucleus oval. Zwei Mikronuclei. Länge 100—250 µ. In fauligen Aufgüssen und Abwässern; seltener als die vorige Art. Mesosaprob.

P. bursaria Ehrbg. (Taf VIII, Fig. 8) Körper ungefähr doppelt so lang als breit (60 — 150 µ lang), etwas abgeflacht, mit fast parallelen Seitenrändern, vorn abgestutzt, rückwärts abgerundet. Makronucleus elliptisch, Mikronucleus anliegend. Zwei kontraktile Vakuolen. Meist (durch Zoochlorellen) grün gefärbt. Häufig zwischen schwimmenden Pflanzen, selten in Abwässern. Mesosaprob.

P. putrinum Cl. u. L. (Taf. VIII, Fig. 9) Der vorigen Art sehr ähnlich, jedoch schlanker als diese, bis 40 μ lang. Körper ohne Chlorophyll, mit einer kontraktilen Vakuole. In fauligen Aufgüssen und in Abwässern häufig. Polysaprob.

Glaucoma scintillans Ehrbg. (Taf. VIII, Fig. 10) Körper eiförmig, 20—40 μ lang, unbedeutend abgeflacht. Mund bauchständig. Undulierende Membran ungleich, beständig in klappernder Bewegung. Makronucleus zentral, fast kugelig, Mikronucleus anliegend. In stehendem Wasser, Abwässern und faulenden Wässern gemein. Mesosaprob.

Colpidium Colpoda (St.) Ehrbg. (Taf. VIII, Fig. 11) Körper ei-förmig, oben verjüngt. Mund mit zwei undulierenden Membranen, deren rechte sich an den Schlund hinabzieht, wo sie an der Dorsalseite festgewachsen ist. In der Mitte eine kontraktile Vakuole. Makronucleus kugelig bis elliptisch, Mikronucleus anliegend. In Form und Größe unbeständige Infusorien, ungefähr 100 μ lang. Eigentümliche Bildung von Speiseballen. In Sumpfwässern, Infusionen, auch in allen Abwässern, sowie auch in faulenden Wasserproben manchmal massenhaft. Mesosaprob.

Colpoda Cucullus O. F. M. (Taf. VIII, Fig. 12) Der vorigen Art ähnlich. Körper seitlich zusammengedrückt, etwa 80 μ lang, auf der Bauchseite stark nierenförmig eingebuchtet, mit starker Furchung. Mund auf der rechten Seite in einen kurzen, schief absteigenden Schlund sich fortsetzend. Makronucleus elliptisch, zentral, anliegend. In Infusionen und Schmutzwässern häufig. Polysaprob.

Cyclidium glaucoma Ehrbg. (Taf. VIII, Fig. 13) Körper eiförmig, 8—20 μ lang, formbeständig, vorne etwas verjüngt, bläulich. Peristom rinnenförmig. Nahe an der rechten Seite des Peristoms undulierende Membran. Eine Borste des Hinterendes (Tastborste) durch besondere Länge ausgezeichnet. Sehr rasch in wechselnder Richtung, oft stoßweise sich bewegend. In Sumpfwässern, besonders aber in faulenden Wässern sehr gemein. Mesosaprob.

Heterotricha.

Adorale Spirale links gewunden, Körper gleichmäßig fein bewimpert.

Blepharisma lateritum (Py.) St. (Taf VIII, Fig. 14) Körper bis 200 μ lang, formbeständig, fast lanzettlich, abgeflacht, vorn sichelförmig nach links gekrümmt, hinten abgestutzt, gerundet, oder in eine Spitze ausgezogen. Adorale Zone am linken Peristomrande stark entwickelt. Undulierende Membran schmal lanzettlich. Makronucleus elliptisch. Kontraktile Vakuole im hinteren Ende.

Durch die rosa bis rote Farbe des Körpers auffallendes Infusorium.

Die Bewegung ist eine vor- und rückwärts gleitende oder wälzende. In stehendem Wasser, sowie auch in verunreinigtem Wasser nicht häufig. Mesosaprob.

Oligotricha.

Adorale Zone links gewunden, meist fast kreisförmig geschlossen, das an das Vorderende des Körpers gerückte, fast senkrecht zur Längsachse gestellte Peristomfeld umziehend. Die übrige Oberfläche unbewimpert oder nur einzelne Reihen oder Gruppen von Wimpern tragend.

Arachnidium sulcatum (Kt.) Cl. u. L. = Strombidium sulcatum Cl. u. L. = Strombilidium adhaerens Schew. (Taf. VIII, Fig. 15) Körper kurz, birnförmig, etwa 60 μ lang, rückwärts verschmälert und deutlich gefurcht; Peristom senkrecht zur Achse stehend; besteht aus langen Wimpern. Körper nackt. Makronucleus hufeisenförmig. Kontraktile Vakuole im Hinterende. In Teichen und Gräben, besonders in lange stehenden Wasserproben häufig. Oligosaprob.

Halteria grandinella (O. F. M.) Duj. (Taf. VIII, Fig. 16) Körper fast kugelig, etwa 40 μ Durchmesser. Adorale Zone wie bei voriger Art. Körper mit zerstreuten langen und steifen Borsten. Kontraktile Vakuole im Vorderende, Nucleus oval oder nierenförmig; Bewegung rastlos im Zickzack.

In stehendem Wasser, sowie auch in langstehenden Wasserproben. Oligosaprob.

Hypotricha.

Adorale Zone links gewunden. Meist stark dorsiventral abgeplattet, wobei dann die Zone auf die Bauchseite zu liegen kommt. Nur die Bauchseite trägt die zur Bewegung dienenden Wimpern, die selten gleichmäßig und meist als Griffel oder Borsten ausgebildet und in Reihen und Gruppen angeordnet sind. Die Rückseite trägt nur sehr feine, unbewegliche Tastborsten.

Urostyla multipes Cl. u. L. (M. Weissii St. — Taf. VIII, Fig. 17) Körper im Umrisse schlank elliptisch, bis 300 μ lang, nach vorn etwas verschmälert, sehr biegsam, mit 5 medianen Bauchwimperreihen, 3—5 Stirncirren und 7—8 Afterwimpern. Mund mit zwei undulierenden Membranen und 3 Zilienreihen. Makronucleus zweigliederig, Farbe schwefelgelb bis bräunlich. In Sumpfwässern, auch in faulendem Wasser. Mesosaprob.

Uroleptus musculus (St.) Ehrbg. (Taf. 8, Fig 18) Körper langgestreckt, hinten erweitert und dann plötzlich in ein kurzes kegelförmiges Schwänzchen verengt, bis 180 μ lang. Außer den Randwimpern 2 nahestehende Längsreihen von Bauchwimpern; Afterwimpern fehlen.

3 Stirncirren. Bewegt sich langsam. In stehendem, auch in verdorbenem Wasser häufig. Mesosaprob.

Oxytricha pellionella (O. F. M. — Taf. VIII. Fig. 19). Körper langgestreckt, biegsam, bis 100 µ lang. Peristom groß, bis nahe zur Körpermitte sich erstreckend. Mund am Innenrande des Peristoms. 8 Stirncirren, 5 meist hakenförmig gekrümmte Aftercirren. Überall, in stehendem, sowie auch in verdorbenem Wasser. Mesosaprob.

Oxytricha fallax (Ehrbg.) St. (Taf. VIII, Fig. 20) Körper eiförmig, plattgedrückt, vorn fast gleichschenkelig in stumpfem Winkel verjüngt, bis 100 µ. Randwimpern die Seitenränder überragend, hinten zusammenstoßend, Afterwimpern stark, griffelförmig. Sonst wie vorige Art. In Sumpfwässern, Abwässern, sowie in faulenden Wasserproben oft häufig auftretend. Mesosaprob.

Stylonichia mytilus (O. F. M. — Taf. VIII, Fig. 21). Körperumriß etwa breit dreieckig, vorn abgerundet, hinten abgestutzt, 100–300 µ lang. Peristomausschnitt breit dreieckig, beinahe bis zur Körpermitte reichend. 8 Stirn-, 5 Bauch- und 5 Aftercirren. Hinterrand ohne Randcirren, mit 3 langen Schwanzborsten. Bewegung stoßweise. Die Tiere stehen oft lange still oder laufen an Algen und anderen im Wasser sich befindlichen Gegenständen entlang. Überall, in stehendem auch in verunreinigtem Wasser, besonders in stehenden und faulenden Wasserproben. Polysaprob.

Euplotes St.

Körper starr, schildförmig, formbeständig. Rücken gewölbt, meist mit scharfen Längsrippen. Peristom harfen- oder sichelförmig, 9–10 griffelförmige Bauchcirren auf dem Stirnbauchfeld, 5 ansehnliche Aftercirren und 4 kleine Randcirren.

Die Tiere stehen oder laufen auf den Afterzirren oft den Gegenständen entlang.

E. Charon Ehrbg. (Taf. VIII, Fig. 22) Körper oval, vorn und hinten schief abgeschnitten, bis 80 µ lang; mit 10 Bauchcirren. Polysaprob.

E. patella Ehrbg. (Taf. IX, Fig. 1) Körper vorne gerade abgestutzt, mit 9 Bauchcirren, bei 100 µ lang, öfter grün verfärbt. Die beiden rechten Afterwimpern verästelt. Vorkommen wie bei voriger Art. Polysaprob.

Aspidisca Ehrbg.

Körper starr. Rückenseite gewölbt, mit Längskielen, Bauchseite flach, auf der rechten Seite wulstig verdickt. Rechter Peristomrand in eine die Peristomrinne überdeckende Lamelle ausgewachsen, welche in Form eines Zahnes den linken Körperrand überragt. 7 Stirncirren,

5—16 Aftercirren. Kern hufeisenförmig gekrümmt. Die Tiere bewegen sich schnell kreiselnd, oder laufen und klettern auf den Zilien.

A. lynceus Ehrbg. (Taf. IX, Fig. 2) Rücken glatt oder nur mit 3 schwachen Längskielen besetzt. Körper von vorn nach hinten verbreitert, am Ende fast abgestutzt, bis 40 μ lang. Mesosaprob.

A. costata (Ehrbg.) St. (Taf. IX, Fig. 3.) Rücken mit stumpfen Längskielen. Körper fast eiförmig, auf der linken Seite eingebuchtet, meist gelblich gefärbt, bis 30 μ lang. Vorkommen wie bei voriger Art. Mesosaprob.

Peritricha.

Adorale Spirale rechts gewunden. Der übrige Körper nackt oder zeitweilig, seltener dauernd mit einem dem Hinterrande genäherten Wimperring. Meist auf (zum Teile kontraktilen) Stielen einzeln oder in Kolonien lebend.

Astylozoon fallax Engelm. (Taf. IX, Fig. 4) Körper einer abgerissenen Vorticelle ähnlich, glockenförmig, glatt, bis 100 μ lang und ungefähr ein Drittel so breit. Peristomrand wulstig verdickt. Hinterende des Körpers zugespitzt, etwas gebogen, am Ende mit einer oder zwei starken Schnellborsten. Nucleus klein, nierenförmig. In stehendem Wasser, auch in alten Wasserproben. Oligosaprob.

Vorticella (Glockentierchen).

Bilden einen glocken- oder napfförmigen Körper, welcher meist vorne verjüngt und mit einem starken Wimperkranz versehen ist. Sie sind gestielt und heften sich mit ihren langen Stielen an den im Wasser befindlichen festen Gegenständen an und erscheinen dann als weißliche Wölkchen, welche den Tieren und Pflanzen anhaften. Ihr Stiel besitzt einen kontraktilen Muskelfaden, vermöge dessen sich derselbe spiralig einrollen und dann wieder langsam aufrollen kann.

Vort. microstoma Ehrbg. (Taf. IX, Fig. 5) Körper breit eiförmig, nach vorne verengt, mit starken gekreuzten, besonders bei der Kontraktion hervortretenden Furchen, bis 100 μ lang. Stiel dünn. In faulem und unreinem Wasser die gemeinste Vorticelle. Polysaprob.

Vort. convallaria Ehrbg. Körper vorne glockenförmig erweitert, mit deutlichen Ringfurchen, 50—100 μ lang. Stiel dicker als bei voriger Art. In unreinem Wasser und in lange stehenden und faulenden Wasserproben. Mesosaprob.

Es wurde von Lindner[1]) darauf aufmerksam gemacht, daß manche der Vorticellen beim Einkapseln pathogene Bakterien in sich aufnehmen, wo sich dieselben längere Zeit lebensfähig erhalten.

[1]) Lindner: »Beitrag zur Kenntnis parasitischer Vorticellen.« Deutsche med. Zeitung 1893.

Carchaesium Lachmanni S. K. (Taf. IX, Fig. 6) Tiere glockenförmig, bis 100 μ lang, in baumartigen Kolonien auf langen kontraktilen Stielen. Aus einem gemeinsamen Hauptstiel entspringen als Äste die Nebenstiele. Die Kontraktion der Stiele erstreckt sich gewöhnlich auf die ganze Kolonie. Stiele nicht gegliedert, Tiere stehen ungefähr in gleicher Höhe.

C. Lachmanni ist nach Mez[2]) eines der charakteristischen Abwasserorganismen und bedeckt besonders in kälterer Jahreszeit in ungeheuerer Menge die in das Wasser hineinhängenden Reiser, Gräser, Schilfblätter u. a. mit sehr dichtem, schimmelartigem Überzug. Polysaprob.

Suctoria (Acineta. — Sauginfusorien).

Die Suctorien besitzen einen einzelligen Körper ohne Mund. Ihr Körper ist mit Saugröhrchen (Tentakeln) versehen, mittels welchen sich die Tiere die nötige Nahrung zuführen. Manche von den Suctorien sind gestielt, manche ungestielt.

Die wichtigsten Suctorien (nach Lampert).

1. Saugröhren am Ende verzweigt:
   Dendrocometes.
2. Saugröhren nicht verzweigt:
   I. Körper ohne Hülse:
      a) gestielt — Podophrya.
      b) ungestielt — Sphaerophrya.
   II. Körper mit Hülse — Acineta.

Podophrya Ehrbg.

Körper kugelig, mit allseitigen, am Ende geknöpften, zum Teile sehr langen Tentakeln, mit kurzem oder auch längerem Stiel.

P. fixa. Ehrbg. (Taf. IX, Fig. 7) Körper etwa kugelig, bis 60 μ Durchmesser, an einem dünnen, meist gebogenen Stiel aufsitzend, häufig sich loslösend und dann frei. Makronucleus fast kugelig. An Algen und anderen Wasserpflanzen, sonst auch an Tieren in reinem und unreinem Wasser. Oligosaprob.

P. infusionum (St.). Körper kugelig bis birnförmig, mit dem etwas verdünnten Ende einem kurzen, bogigen Stiel aufsitzend, mit 2 seitlichen Tentakelbüscheln, ungefähr 70 μ lang. In stehendem und faulendem Wasser. Oligosaprob.

[2]) Mez: »Mikroskopische Wasseranalyse.«

Höher organisierte Tiere.

Von den höher organisierten Tieren kommen bei der mikroskopischen Wasseruntersuchung häufig die folgenden vor:

Rotatorien (Rädertierchen).

Der gewöhnlich schlauchförmige, bilateral symmetrische Körper der Rädertierchen ist von einer durchsichtigen Chitinhülle umgeben. Der

Abb. 64.
Rotifer vulgaris.
Vergr. 150× aus Zacharias von Vosseler.

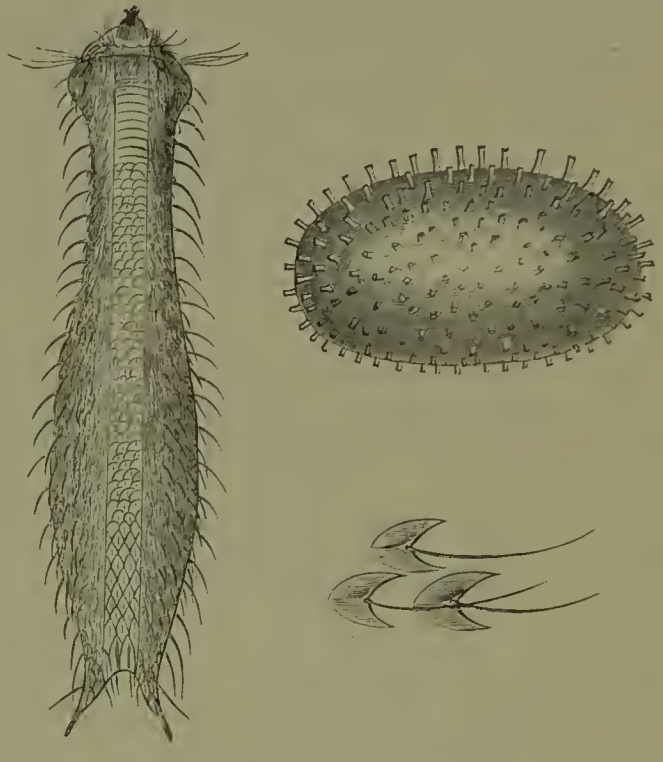


Abb. 65. Chaetonotus maximus.
Ein Tier von unten. Vergr. 840× daneben ein Ei und Rumpfstacheln sehr stark vergrößert. (Nach Zelinka aus Lampert.)

Körper ist durch ringförmige Falten in Segmente geteilt und man unterscheidet daran drei Teile: Kopf, Rumpf und Fuß. Der am Kopfende befindliche Mund ist mit einem Räderorgan versehen (Wimpern, welche sich nicht gleichzeitig bewegen).

Die Aufgabe des Räderorganes ist eine doppelte: Erstens wird es ähnlich einer Schraube als Bewegungsorgan benützt, und zweitens dient es als Organ zur Nahrungsaufnahme, indem durch den Wasserstrudel dem Tierchen die Nahrung, bestehend aus Infusorien, Bakterien, Algen u. a., zugeführt wird. Charakteristisch sind für die Rotatorien die zwei Chitinkiefer, welche zwischen Mund und Schlund eingeschaltet sind und fast beständig eine kauende Bewegung zeigen.

Der Fuß als Fortsetzung des Körpers ist am Ende entweder gegabelt oder griffelförmig. Die am häufigsten vorkommende Art ist Rotifer vulgaris (Abb. 64), welcher unter dem Mikroskope durch eine merkwürdige Bewegung ausgezeichnet ist, indem er sich langmächtig ausstreckt und wiederum zusammenzieht.

Die meisten der Rädertierchen schmarotzen als Endo- und Ektoparasiten in oder an anderen größeren Wasserbewohnern.

Die Rädertierchen kommen häufig in stehendem, sowie auch in fließendem Wasser vor, und zwar manchmal in solchen Mengen, daß sie auf Pflanzenstengeln an Schimmel erinnernde Überzüge bilden.

An die Rotatorien schließen sich die Gastrotrichen (Ichthydea) an. Hiezu gehören einige wenige Tierchen, welche sich von den Rädertierchen durch das Fehlen des Räderorganes und die bewimperte Bauchseite unterscheiden. Sie kommen häufig in den Tümpeln vor und bevorzugen besonders solche, in denen sich recht viele pflanzliche Reste befinden, welche ihnen als Nahrung dienen.

Als Hauptrepräsentant sei der Chaetonotus (Abb. 65) angeführt.

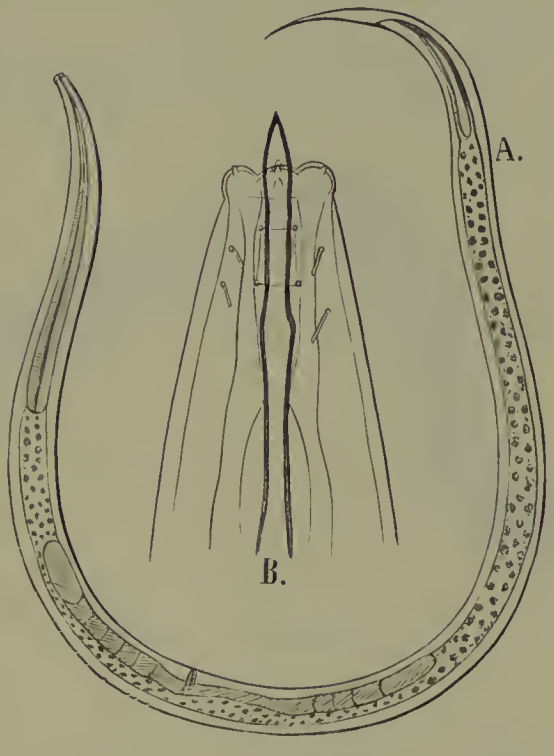


Abb. 66. Dorylaimus stagnalis, (Weibchen).

A. Ganzes Tier. Vergrößert 20× B. Kopfende, stark vergrößert. (Nach de Man aus Vosseler.)

Vermes (Würmer).

Von den Würmern sind im Wasser sehr verbreitet manche Nematoden (Rundfadenwürmer). Einer der häufigsten ist der im Schlamm namentlich an den Wurzeln der Wasserpflanzen vorkommende Dorylaimus stagnalis Duj. (Abb. 66), dann die zu den Borstenwürmern (Chaetopoda) gehörende Nais und Chaetogaster (Abb. 67).

Auch die Chitinskelette, besonders die Borsten dieser Würmer, sind häufig anzutreffen.

Von den uns insbesondere interessierenden parasitischen Würmern kommen manche Entwicklungsstadien im Wasser, beziehungsweise im Schlamme vor und diese können als eigentliche Wasserbewohner gelten. Hiezu zählen die Larven oder Embryonen mancher Distomumarten, Botryocephalus, weiter Strongylus, Filaria u. a.

Es können jedoch auch mit den Exkrementen die Eier der im Darme des Menschen oder der Tiere parasitierenden Würmer unter Umständen im Wasser angetroffen werden, wie die Taenieneier, Botryocephalus, Trichocephalus, Anchylostomum, Ascariden, Oxyuren, Distomen u. a.

Anchylostomum duodenale ist als Erreger der ägyptischen Chlorose bekannt. Das zahlreiche Auftreten dieser Erkrankung wurde beim Baue des Gotthardt-Tunnelles beobachtet.

Vereinzelte Fälle sind auch in Deutschland und anderswo vorgekommen. Die Infektion erfolgt durch die Aufnahme des Jugendzustandes dieser Wümer, welche sich aus den Eiern im Schlamme entwickelt haben.

Das reife Tier lebt im Dünndarme des Menschen von dessen Blut.

Abb. 67. Chaetogaster diaphanus.
Vergr. 40×. A. Einzelne Borste, stark vergrößert. (Nach Vosseler aus Lampert.)

Die Eier dieses Wurmes (Taf. IX, Fig. 8) sind 56—63 μ lang, 36—40 μ breit. Der feinkörnige, bräunliche Dotter ist von einer zarten einfachen Haut umschlossen.

Die Eier gelangen bei der Defäkation nach außen und entwickeln sich im Schlamm zu jungen Tierchen.

Ähnlich dürfte die Infektion mit dem bei Pferden heftige Koliken verursachenden Palissadenwurme Sclerostomum equinum Duj., dessen Larven mit dem Trinkwasser in den Darmtrakt der Pferde gelangen, vor sich gehen.

Ebenso dürfte auch die Infektion des Menschen mit dem Trichocephalus dispar erfolgen.

Die Eier dieses Bandwurmes (Taf. IX, Fig. 9) sind von bräunlicher Farbe, etwa 50—60 μ lang und 20 μ breit und durch ihre an beiden Polen befindlichen Endzapfen leicht kenntlich. Sie erhalten sich im Wasser sehr lange entwicklungsfähig.

Von den gleichfalls im Jugendzustande im Wasser oder in feuchter Erde lebenden Ascarisarten sei die im Dünndarme des Menschen parasitierende A. lumbricoides (Spulwurm) erwähnt. Die bei der Defäkation ins Freie gelangten Eier (Taf. IX, Fig. 10) sind elliptisch, 50—60 μ lang, zirka 40 μ breit und besitzen eine regelmäßig gewellte Oberfläche.

Die Eier sind sehr resistent und entwickeln sich im Wasser langsam zu einem spiralig zusammengerollten Embryo. Die weitere Entwicklung ist nicht bekannt.

Zu den in manchen Gegenden sehr verbreiteten Würmern gehört der breite Bandwurm (Grubenkopfbandwurm) Botryocephalus latus. Als Zwischenwirt für diesen Bandwurm sind die Fische der süßen Gewässer nachgewiesen worden. Die Geschlechtsreife des Bandwurmes erfolgt im Darme des Menschen nach dem Genuß finniger Fische (Hecht, Forellen, Quappen u. a.).

Die Eier dieses Parasiten (Taf. IX, Fig. 11) sind braunrot, oval, 70 μ lang und 45 μ breit. Die Eierschale läßt an ihrem vorderen Ende ein kleines Deckelchen erkennen. Der Inhalt besteht aus gleichgroßen Protoplasmakügelchen.

Zu den höchst gefährlichen Würmern ist zu zählen der zu den Trematoden (Saugwürmern) gehörende Leberegel Distomum hepaticum. Seine Eier (Taf. IX, Fig. 12) sind oval, 130 μ lang und bis 80 μ breit. Der eine Pol der Schale ist mit einem Deckel versehen und das Ei mit Dotterzellen gefüllt, welche die Schale durchschimmern. Distom. hepaticum ist ein besonders für Schafe sehr gefährlicher Parasit. Mit den Exkrementen werden die Eier entleert und gelangen ins Wasser. Die sich entwickelnden Larven bewohnen manche kleine Schnecken (Limnaeusarten), mit welchen sie dann beim Tränken der Tiere in den Magen derselben gelangen und später die Leberfäule und den Tod des Tieres verursachen.

Andere Distomumarten leben in Fischen und Fröschen.

D. pulmonale ist ein in Japan und China vorkommender Parasit der menschlichen Lunge.

Weiter soll an dieser Stelle noch dreier anderer Entozoen gedacht werden, deren Eier mit den Fäkalien ins Wasser gelangen können.

Es sind:

Taenia solium (gewöhnlicher Bandwurm. — Taf. IX, Fig. 13). Die Eier dieses Bandwurmes sind kreisrund, mit radialgestreifter Schale, zirka 30 μ im Durchmesser. Im Innern des Eies sind nicht selten die Haken des Embryo sichtbar.

Taenia saginata (s. mediocanellata). Die Eier sind denen von Taenia solium sehr ähnlich, sie sind jedoch oval und etwas größer.

Oxyuris vermicularis (Pfriemenschwanz. — Taf. IX, Fig. 15). Die Eier sind zirka 25 μ breit und 50 μ lang und enthalten nicht selten einen spiralig gewundenen Embryo. Ihre Entwicklungszeit ist eine sehr kurze und sie gehen im Wasser sehr bald zugrunde.

Das Erkennen der Entozoeneier im Wassersedimente ist mitunter sehr schwierig, da dieselben manchen encystierten Formen von Infusorien und anderen tierischen Dauerzellen ähnlich sind.

Krebstiere (Crustacea).

Von der ansehnlichen Anzahl der in Binnengewässern vorkommenden Krebstiere erregen unser Interesse vornehmlich zwei kleine Kruster, welche zu den Ringelkrebsen (Arthrostraca) — auch

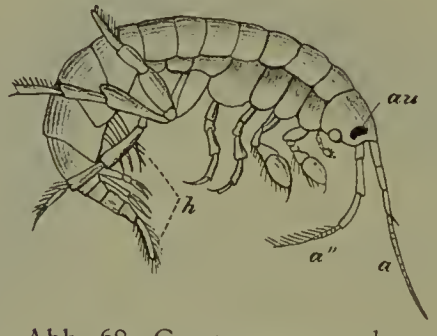


Abb. 68. Gammarus pulex.
Vergr. *a*, *a''* = Antennen, *au* = Auge, *h* = Hinterleibsbeine (Nach Zacharias-Vosseler.)

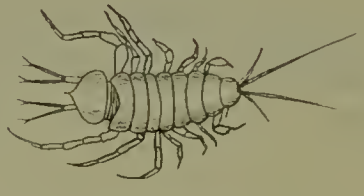


Abb. 69.
Asellus aquaticus.
(Nach de Vries.)

Flohkrebse oder Amphipoden genannt — und den Asseln (Isopoda) gehören.

Der Repräsentant der ersten Gruppe ist der Flohkrebs (Gammarus pulex. — Abb. 68), der zweiten die Wasserassel (Asellus aquaticus. — Abb. 69). Beide Tierchen leben von kleineren im Wasser vorkommenden Organismen und nähren sich, wie de Vries*) nachgewiesen hat, im Notfalle auch von totem pflanzlichen Materiale.

Beide kommen nach den Angaben de Vries im Jugendzustande auch auf den Hähnen der Wasserleitungen zum Vorschein.

Derselbe Autor, der die Verbreitung und die Lebensweise dieser Tierchen eingehend studierte, teilt die im Jahre 1887 in Rotterdam vorgekommene Plage, welche sie in den Reinwasserräumen der Wasserwerke dortselbst verursachten, mit.

*) de Vries. »Die Pflanzen und Tiere in den dunklen Räumen der Rotterdamer Wasserleitung.

Die Tierchen vermehrten sich sehr lebhaft, wodurch sie in Bassins und Kanälen in solchen Massen vorkamen, daß sie durch Metallsiebe beseitigt werden mußten. Auch von Vosseler ist eine Beobachtung über die Wanderung dieser Kruster verzeichnet. In einem seichten Wassergraben beobachtete er, wie Tausende von Gammarus in dichter Schar dem Wasserlaufe entgegenschwammen.

Von den niederen Krebsen werden wir bei den Wasseruntersuchungen nicht selten die Hüpferlinge (Cyclopideen) zu den Ruderfüßern (Cepopoden) gehörend, die Wasserflöhe (Daphnideen), aus der Reihe der Blattfüßer (Phyllopoden), und die Muschelkrebse (Ostracoda) antreffen.

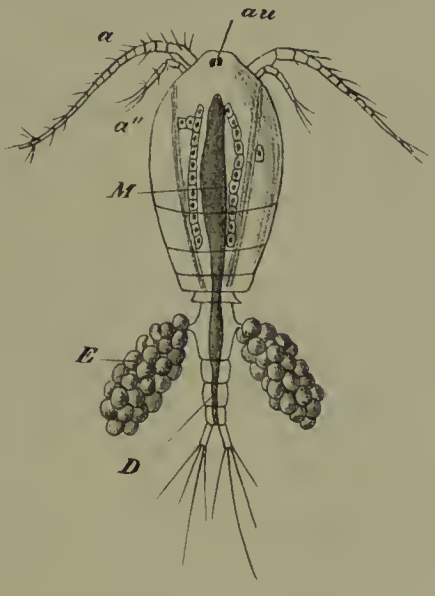


Abb. 70.
Cyclops tenuicornis
(Weibchen).
Vergrößert. *a*, *a''* = Antennen, *au* = Auge, *M* = Magen, *D* = Darm, *E* = Eiersäckchen.
(Nach Vosseler aus Zacharias.)

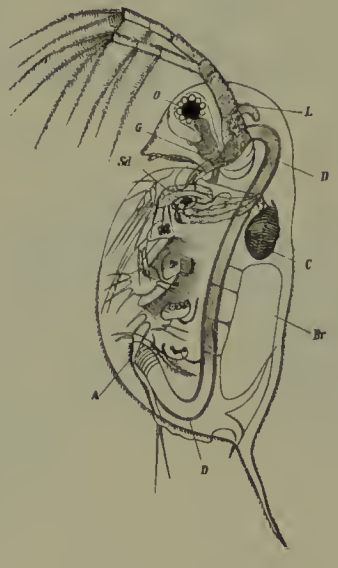


Abb. 71. Daphnia.
A = After, *D* = Darmkanal, *L* = Leberhörnchen, *G* = Gehirn, *O* = Auge, *Sd* = Schalendrüse, *Br* Brutraum. (Nach Claus.)

Die Hüpferlinge besitzen einen eiförmigen Vorderleib und einen engeren Hinterleib, welche beide in je fünf Segmente geteilt sind. Am Ende des Vorderleibes befindet sich in der Mitte ein Auge. Der Kopf trägt vier Kopffühler.

Das Schwanzende ist gegabelt und mit Borsten versehen. Das Weibchen trägt am ersten Hinterleibsegmente zwei mit Eiern gefüllte, etwas abstehende Säckchen.

Die Cyclopideen sind sehr gewandte Schwimmer, welche durch ruckweise Bewegungen das Wasser durcheilen. Sie sind keine seltenen

Gäste in den Wasserproben, besonders in solchen, welche wir in kleinen Tümpeln oder Wassergräben gesammelt haben.

Als Hauptrepräsentant dieser Familie soll der in Schmutzwässern nicht selten vorkommende Cyclops tenuicornis (Abb. 70) genannt werden.

Von den Blattfüßern (Phyllopoden) kommen im Wasser am meisten die zu den Wasserflöhen gehörenden Daphniaarten vor.

Die Blattfüßer besitzen meist blattförmige oder gelappte zweiästige Schwimmbeine und mit wenigen Ausnahmen auch eine Schale, welche bei den Wasserflöhen zweiklappig ist und häufig feine Oberflächenskulpturen zeigt.

Am Kopfe besitzen die Wasserflöhe ein mächtiges schwarzes Auge.

Die in kleinen, schmutzigen Tümpeln häufig vorkommenden Daphnien sind D. magna und D. pulex (Abb. 71). Die erste erreicht meist die beträchtliche Größe bis 5 *mm*.

Die Muschelkrebse (Ostracoda) sind durch eine zweiklappige Schale ausgezeichnet, welche den ganzen Körper des Tieres vollkommen umschließt. Die Schale ist von kohlensaurem und phosphorsaurem Kalk gebildet. Dadurch erlangt sie eine besondere Resistenzfähigkeit und geht mit dem Absterben des Tieres nicht zugrunde.

Abb. 72.
Schale von Cypris fasciata.
Vergrößert 13× (Nach Vávra aus Lampert.)

Die Schalen erscheinen mit kurzen Borsten besetzt und sind bei den einzelnen Arten meist durch ihre Form verschieden. Die häufigste Art ist die Cypris (Abb. 72).

Die meisten der Muschelkrebse bevorzugen den Bodenschlamm und sind in Tümpeln und kleinen Wasseransammlungen überhaupt häufig zu treffen.

Was die Lebensweise der Ruderfüßer anbelangt, ist bekannt, daß diese meist in kleinen Algen (Desmidieen, Diatomeen) und außer diesen auch in dem pflanzlichen Detritus ihre Nahrung finden.

Manche Hüpferlinge (Cyclops) sind sehr gefräßig und leben auch von Infusorien, Rädertierchen u. a.

Die Daphnideen leben mit wenigen Ausnahmen von pflanzlicher Nahrung.

Die Muskelkrebse dagegen sind vorwiegend als Aasfresser bekannt und pflegen sich dort, wo auch Leichen größerer Tiere im Wasser liegen, in Massen anzusammeln.

Manche der kleinen Kruster erscheinen von hygienischem Interesse, da dieselben als Träger verschiedener parasitischer Würmer bekannt sind.

So sind beispielsweise die Cyclopideen als Zwischenwirte des bekannten Guineawurmes (Filaria medinensis) bekannt.

In Deutschland wurde vor einigen Jahren in einem Dorf bei Berlin ein seuchenartiges Absterben der Enten beobachtet, und es wurde nachgewiesen, daß die Infizierung der Enten durch Daphnia pulex, welche als Zwischenwirt der Filaria uncinata konstatiert wurde, erfolgte.

Milben (Acarina).

Bei unseren Untersuchungen finden wir besonders in den Wasserproben, welche aus kleinen Wasseransammlungen (Gräben, Tümpeln) stammen, nicht selten kleine Wassermilben (Hydrachnideae), sowie ihre Larven vor. Diese erscheinen meist lebhaft gefärbt und sind

Abb. 73.
Larve von Hydrophantes ruber.
Vergrößert 70× (Nach Piersig aus Lampert.)

Abb. 74. Macrobiotus macronyx (Bärtierchen),
die Eier in die abgestreifte Haut legend 100×
(Nach Vosseler aus Lampert.)

dadurch gekennzeichnet, daß sie einen ungegliederten Körper besitzen, indem selbst ihr Hinterleib mit dem Bruststück verwachsen ist. Eine häufig vorkommende Larve von Hydrophantes ruber ist aus der Abbildung 73 ersichtlich.

An die Milben schließen sich die Bärtierchen (Tardigrada) an. Es gelingt uns nicht selten, bei der Durchmusterung der gesammelten Wasserproben kleine, jedoch schon mit der Lupe erkennbare Tierchen zu finden, welche mit ihren vier Paar Füßchen schwerfällig in dem Wassersedimente umherkriechen. Es ist der Macrobiotus macronyx (Abb. 74).

Die Macrobiotusarten sind dadurch berühmt geworden, daß sie nach mitunter sehr langer Zeit dauernder Austrocknung wieder aufleben können, falls ihnen Wasser zur Verfügung steht.

Durch diese Eigentümlichkeit ist insbesondere Macrobiotus Huffelandii ausgezeichnet.

Es ist jedoch noch eine zweite Eigentümlichkeit diesen Tierchen eigen, nämlich die, daß die Weibchen, welche für gewöhnlich häufiger als die Männchen vorkommen, ihre Eier in die abgeworfene Haut ablegen (Abb. 74).

Von den größeren im Wasser oder in der Nähe desselben lebenden Spinnen und Insekten (Wasserkäfern, Wanzen, Fliegen, Schmetterlingen u. a.) finden wir bei der mikroskopischen Untersuchung des Wassers die der Fäulnis widerstehenden Chitinskelette einzelner Körperteile, zumeist Fühler, Füße, Haare, Schmetterlingsschuppen und andere vor. (Siehe Verunreinigungen des Wassers.)

Verunreinigungen des Wassers.

Von den organischen, im Wasser vorkommenden Resten gibt es eine Unzahl von sehr verschiedener Provenienz, und es können hier nur die wichtigsten besprochen werden, d. i. solche, deren Vorhandensein nicht selten auf die Art der Verunreinigung schließen läßt.

Zu den häufigsten, welche auf eine Verunreinigung durch Abfallstoffe des menschlichen Haushaltes und Verkehres deuten, gehören vor allem verschiedene Pflanzenfasern:

Baumwolle, Hanf, Leinen (Flachs) u. a., weiter tierische Fasern und Haare, wie Seide und Wolle; alle in natürlichem oder gefärbtem Zustande.

Nebst diesen findet man nicht selten verschiedene Gemüsereste, Kartoffelschalen, Stärkekörner aller Art, Zellulose-Papier- und Strohreste, Kaffeesatz u. v. a.

Baumwolle (Taf. IX, Fig. 16) bildet sehr lange, einzellige Haare, welche flach, bandartig, zirka 45 μ breit, vielfach verbogen und um die Achse gedreht sind. In einer frisch bereiteten Cuoxam-Lösung (Kupferoxydammoniak) quellen sie stark blasig auf.

Leinenfasern (Bastfasern vom Flachs) sind sehr stark verdickt, mitunter verschwindet ihr Lumen vollständig. Sie sind glatt, stellenweise geknickt, selten flachgedrückt.

In Cuoxam-Lösung quellen sie auf, aber nicht blasig wie die Baumwolle.

Hanffasern (Taf. IX, Fig. 17. — Bastfasern vom Hanf) sind den Leinenfasern außerordentlich ähnlich, jedoch etwas breiter, ihre Spitze

ist stumpf oder gegabelt. Sie quellen in Cuoxam-Lösung viel langsamer als die Leinenfasern.

Seide (Taf. IX, Fig. 18) bildet lange, stark lichtbrechende Fasern, welche überall von gleicher Dicke sind (zirka 15 μ). Nicht selten findet man zwei nebeneinander anliegend und ein Pseudolumen bildend, wo sie dann auf den ersten Blick den Bastfasern mit engem Lumen gleichen, nur mit dem Unterschiede, daß die Enden der zerrissenen Seide glatt, nie zackig, wie die der Bastfasern, sind.

Die Wolle (Taf. IX, Fig. 19), als einziges Tierhaar, welches in der Textilindustrie eine Verwendung hat, findet im menschlichen Haushalte vielfach Verwendung.

Die Haare der Wolle sind eigentümlich gekräuselt, deutlich gestreift, mit breiten, sehr feinen, dem Haare aufgelagerten Schüppchen.

Menschenhaare (Taf. IX, Fig. 20) findet man im Wasser selten, dafür öfters die Haare der Mäuse und Ratten.

Rattenhaare (Taf. IX, Fig. 21) sind sehr charakteristisch und ihre Form aus der Abbildung ersichtlich. Ebenso sind die häufig im Wasser vorkommenden Federnreste (Federbart. — Taf. IX, Fig. 22) nicht zu verkennen.

Sonst können im Wassersedimente manche Pflanzenreste des in den Küchen verwendeten Gemüses vorkommen. Dieselben sind sehr mannigfaltig und ihre nähere Bestimmung zur Beurteilung des Wassers nicht von Belang.

Unter diese sind hauptsächlich die Kartoffelschalen (Taf. IX, Fig. 23) zu zählen, welche vermöge ihrer großen Widerstandsfähigkeit sehr lange Zeit im Wasser unverändert bleiben.

Weniger widerstandsfähig sind die verschiedenen Stärkekörner, welche übrigens auch schon aus dem Umstande, daß sie verschiedenen Mikroorganismen (Phylomitus amylophagus u. a.) und vielen Bakterien als Nahrungsmittel dienen, aus dem Wasser bald verschwinden.

Durch die bekannte Jodreaktion (Bläuung nach Zusatz von etwas Jodjodkalilösung) sind sie leicht kenntlich.

Zu den häufigsten gehören die Weizen-, Leguminosen- und Erdäpfelstärke.

Weizenstärke (Taf. IX, Fig. 24) besteht aus ungleich großen Körnern, von denen die kleinsten manchmal nur punktförmig erscheinen.

Leguminosenstärke (Taf. IX, Fig. 25) besteht im allgemeinen aus länglichen Körnern, welche mehr oder weniger deutlich geschichtet sind und in der Mitte einen länglichen, meist verzweigten Schlitz aufweisen.

Kartoffelstärke (Taf. IX, Fig. 26) ist mit keiner anderen Stärke zu verwechseln. Ihre Großkörner übertreffen bedeutend alle anderen,

Stärkearten. Sie sind unregelmäßig eiförmig, manchmal dreieckig, hie und da zu zwei oder drei verbunden, und lassen eine deutliche Schichtung um den exzentrisch gelegenen Kern wahrnehmen.

In den Abwässern von Stärkefabriken findet sich mitunter die Stärke wohlerhalten und manchmal in größeren Mengen.

Zellulose (Taf. X, Fig. 1), welche aus den Papierfabriksabwässern ebensogut von den Papierresten diversen Ursprunges abstammen kann, (mitunter auch vom Aborte) ist am besten an den Nadelholzfasern zu erkennen, welche als Rohmateriale für Papier- und Zellulosefabrikation benützt werden.

Die Nadelholzfasern (Taf. X, Fig. 3) sind langgestreckt, dickwandig, an beiden Seiten mit zugespitzten Enden.

Als äußerst charakeristisches Merkmal sind die (mitunter nur mehr schwer zu erkennenden) doppelt konturierten Hoftüpfel hervorzuheben, welche besonders bei starker Abblendung des Lichtes sichtbar sind. Da diese Fasern gewöhnlich von Lignin befreit wurden, zeigen sie mitunter keine Reaktion des Holzstoffes mehr (Phloroglucin + Salzsäure kirschrote Färbung), aber sie geben noch immer die für Zellulose bekannte Reaktion mit Chlorzinkjod (violette Färbung).

Diese Gebilde sind sehr häufig von den hölzernen Brunnenröhren herzuleiten. Sie kommen manchmal so zersplittert und zerfasert vor, daß man nur nach den noch stellenweise vorhandenen Tüpfeln auf ihren Ursprung schließen kann. Mitunter sind sie durch Eisenoxydhydrat bräunlich verfärbt und sehr oft mit braunen Pilzhyphen durchsetzt.

Die Strohreste (Taf. X, Fig. 2) können in das Wasser, ebenso wie die Papierfasern, aus den Papierfabriksabwässern gelangen, am häufigsten jedoch aus den Stallabwässern.

Ein untrügliches Kennzeichen von Verunreinigung durch Küchenabwässer bildet der Kaffeesatz (Taf. IX, Fig. 29 u. 30), welcher vermöge des einfachen und sehr charakteristischen Baues der Kaffeebohne leicht kenntlich ist.

Für denselben sind besonders zwei Hauptmerkmale zu erwähnen Das Endosperm der Kaffeebohne besteht aus einem Parenchym, dessen Zellenwände perlschnurartig verdickt sind und läßt noch winzige Bruchstücke der Kaffeebohnen erkennen.

Nicht weniger bezeichnend sind die verdickten, getüpfelten Sklerenchymzellen des Silberhäutchens, welche als Reste der Samenschale der Kaffeebohne anhaften und im Kaffeesatze reichlich vorhanden sind.

Viel mehr als alle bis jetzt erwähnten Verunreinigungen kommen die Fleischfasern in Betracht.

Da das Fleisch selten vollkommen verdaut wird, so erscheinen meist kleine Partikelchen davon im Stuhle.

Der Befund von Fleischresten im Wasser bildet ein wichtiges Moment zur Beurteilung desselben.

Die Muskelfasern des Fleisches zeigen unter dem Mikroskope mitunter eine deutliche Querstreifung. Solche, welche eine graue Färbung zeigen, können als Überreste höherer Tiere, welche in das Wasser gelangten und dort verfaulten, betrachtet werden. Fleischfasern, welche jedoch den Darmkanal passierten, sind durch Gallenfarbstoffe intensiv gelb gefärbt. Die gelbe Farbe erhält sich sehr lange (Taf. IX, Fig. 31).

Auch die Partikelchen des Bindegewebes, bilirubinhaltige (intensiv gelb gefärbte) Eiweißreste, Kaseinflocken u. a. gelangen mit den Fäces ins Wasser und werden bei der mikroskopischen Untersuchung gefunden.

Nicht weniger wichtig erscheinen die Epithelien des Darmes oder der Harnwege, welche ein sicheres Zeichen für eine Verunreinigung mit Kot oder Harn bilden. Sie erscheinen als kleine, außerordentlich fein gekörnte Häutchen mit einem Kern in der Mitte (Taf. IX, Fig. 32).

Mit den Fäces gelangen in das Wassers auch sehr viele pflanzliche Reste, welche nicht verdaut wurden und von denen insbesondere die Partikelchen der Zerealienfrüchte (aus dem Brote) weiters die Leguminosenschalen zu zählen sind.

Von den ersteren sind insbesondere reichlich die Haare, Kleberzellen und Spelzenfragmente vorhanden, von den Leguminosenschalen insbesondere die charakteristischen Becher(Träger)zellen.

Außer den bis jetzt angeführten Verunreinigungen kommen im Wasser noch diverse Detritusmassen pflanzlichen und tierischen Ursprunges (Taf. X) vor.

Zu diesen gehören z. B. verschiedene Teile der Pflanzengewebe: Epidermis, isolierte Gefäße, Steinzellen u. a., weiter Pilzsporen, Pilzhyphen, Pollenkörner, Schmetterlingsschuppen, Haare, Borsten, Chitinschalen, sowie auch ganze Gliedmaßen verschiedener Insekten u. v. a.

Als außerordentlich häufige, zufällige Verunreinigungen des Wassers sind noch zu erwähnen die Partikelchen des sklerosierten Korkes und die Siegellacksplitter, welch beide beim unvorsichtigen Öffnen der Wasserflasche in den Inhalt derselben gelangen.

Die Korkpartikelchen (Taf. X, Fig. 10) bestehen aus sklerosierten Zellen des Korkes, welche sich in den Höhlen und Rissen desselben befinden und diese als eine bröckelige Masse ausfüllen. Beim Drücken oder Hineinpressen des Korkes in den Flaschenhals fallen sie heraus.

Diese Zellen stellen unregelmäßige, rundliche Gebilde dar, von blaßrötlich bis dunkelbrauner Färbung, bald vereinzelt, bald zu ganzen Komplexen vereinigt und erscheinen entweder schuppig oder mit dicker Wand und rotbraunem Inhalte versehen. Die sklerosierten Korkzellen sind gegen Säuren (sogar Schwefelsäure und Chromsäure), wie auch gegen Alkalien vollkommen resistent. Die Siegellacksplitter (Taf. X, Fig. 7) sind scharfkantig, durchsichtig, bei den billigen Sorten (Postlack) gewöhnlich farblos, bei den besseren Sorten jedoch schön violett gefärbt; eben diese unerwartete Farbe könnte leicht zu Irrungen führen. Siegellacksplitter lösen sich nach Zusatz von Alkohol auf und fließen beim Erhitzen des Präparates zu unregelmäßigen Tröpfchen zusammen.

Von den anorganischen Gebilden, welche als Verunreinigung des Wassers gelten können, sind die Kohlepartikelchen (Taf. IX, Fig. 28) zu erwähnen. Sie bilden vollkommen undurchsichtige schwarze Körnchen und Splitter, die gegen alle Säuren resistent sind und am Platinblech verbrennen.

Die Kohlepartikelchen sind in den Fabriksabwässern ein häufiges Vorkommnis, können jedoch ebenso gut auch durch die Haushaltabwässer in das Wasser gelangen.

Viel wichtiger als der Fund von Kohlepartikelchen ist der von Ultramarinkörnchen (Waschblau. — Taf. IX, Fig. 27), welche meist als Verunreinigung des Wassers durch Haushaltabwässer angesehen werden können. Ultramarinkörnchen erscheinen unter dem Mikroskope als intensiv blau gefärbte, meist abgerundete Körnchen, welche nach Zusatz von Schwefelsäure aufgelöst werden.

Oxalsaurer Kalk (Kalziumoxalat) gelangt in das Wasser durch Zerfall eines an Kalkoxalat reichen Pflanzengewebes.

Man kann sehr verschiedene, meist gut ausgebildete Kristalle von oxalsaurem Kalk im Wassersedimente vorfinden, welche zum größten Teil in Form von Octaedern und in Morgensternformen vorkommen (Taf. X, Fig. 18). Oxalsaurer Kalk ist farblos, stark lichtbrechend und wird, ähnlich wie der kohlensaure Kalk, durch Zusatz von Schwefelsäure, unter Gasentwicklung, in Gipsnadeln umgewandelt.

Es sei zum Schlusse noch zweier Verunreinigungen gedacht, welche man in den Pferdestallabwässern häufig findet, d. i. kohlensaurer Kalk aus dem Pferdeharne und phosphorsaure Ammonmagnesia, welche sich in dem faulenden, an Harn reichen Wasser gebildet hat.

Beide kommen, da sie im Wasser schwer löslich sind, im Sedimente vor.

Kohlensaurer Kalk aus dem Pferdeharne (Taf. X, Fig. 5) bildet gelbe Kugeln, die meist eine radiäre Streifung erkennen lassen

und sich in verdünnter Schwefelsäure auflösen (siehe oben kohlensaurer Kalk).

Phosphorsaure Ammonmagnesia (Tripelphosphat. — Taf. X, Fig. 6) kommt im Wassersedimente in unvollkommenen Kristallen vor mit meist abgestumpften oder abgerundeten Kanten und Ecken, welche aber trotzdem hie und da noch die typische Form der sogenannten »Sargdeckel« behalten. Sie löst sich nach Zusatz von Essigsäure auf.

Schlußwort.

Die Bedeutung des Wassers im Haushalte der Natur ist die denkbar wichtigste, und es ist daher begreiflich, daß der Mensch an die Güte desselben die höchsten Anforderungen stellt.

Wie das Wasser für den menschlichen Gebrauch der Natur entnommen wird, bildet es kein im chemischen Sinne reines Wasser, das heißt eine Verbindung des Wasserstoffes und Sauerstoffes *($H_2 O$)* allein.

Falls wir uns den Kreislauf des Wassers in Erinnerung rufen, so finden wir es nur natürlich, daß dasselbe viele andere Stoffe enthalten muß, welche es teils der Atmosphäre, teils der Erdoberfläche und den tieferen Schichten entnahm.

Zu diesen gehören vornehmlich Kohlensäure, Stickstoff, weiter die gelösten Salze der alkalischen Erden und Alkalien (Kalzium, Magnesium, Aluminium), ferner Ammoniak, Eisen und Mangan in Form von Karbonaten, Sulfaten, Nitraten, Nitriten, ja auch in Form von Phosphaten und Silikaten.

Außer diesen enthält das Wasser viele suspendierte Körper, welche teils anorganischen Ursprunges sind, teils organisierte, dem Pflanzen- oder Tierreiche angehörende Lebewesen, welche entweder ihr ganzes Leben im Wasser fristen oder wenigstens in einzelnen Entwicklungsstadien auf dasselbe angewiesen sind.

Schließlich wird das Wasser noch verschiedene Verunreinigungen enthalten, welche demselben durch allerlei Zuflüsse der Schmutzwässer und Abwässer mitgeteilt wurden.

Alle diese Momente spielen bei der Beurteilung des Wassers eine sehr wichtige Rolle.

In bezug auf die Beurteilung des Wassers kommt vor allem die alte Erfahrung in Betracht, daß dasjenige Wasser, welches am leichtesten zu erreichen ist, auch genossen wird, ohne daß der Laie sich eine mögliche Infektion durch dasselbe vor Augen hält, und man wird sonach genötigt, das Trinkwasser und Nutzwasser hinsichtlich der Beschaffen-

heit voneinander nicht zu trennen und wird von beiden die denkbarste Güte fordern.

Das Nutzwasser findet im menschlichen Haushalte eine vielseitige Verwendung (zu Wasch-, Bade- und anderen Zwecken) und kommt daher mit dem Menschen vielfach in die innigste Berührung.

Man wird deshalb von einem zum menschlichen Gebrauche dienenden Wasser, unberücksichtigt die Art der Verwendung, verlangen:

1. daß es für die Gesundheit unschädlich,
2. daß es appetitlich, und
3. daß es wohlschmeckend sei.

In allen diesen Fragen wird uns die mikroskopische Untersuchung die gewünschte Auskunft geben können.

1. Das Wasser soll gesundheitsunschädlich sein.

Die Gefahr einer Erkrankung durch Einverleibung mineralischer Giftstoffe mit dem Wasser ist nur von untergeordneter Bedeutung, außer es handelt sich um solche Gifte, welche wohl nur in kleinen Quantitäten, aber andauernd dem Körper zugeführt werden und nachträglich, bis eine Anhäufung derselben stattfand, ihre giftige Wirkung äußern können. So sind beispielsweise in der Literatur einige untrügliche Fälle von Bleivergiftungen (aus den Leitungsröhren stammend) bekannt.

Vielmehr als die Schädigung durch mineralische Gifte ist die Infektion durch pathogene Bakterien (Cholera, Typhus u. a.) zu befürchten, da es sich in diesem Falle um vermehrungsfähige Mikroorganismen (»Contagium vivum«) handelt, welche, selbst in den geringsten Quantitäten genossen, durch ihre lebhafte Vermehrung alsbald eine Erkrankung herbeiführen können.

Außer diesen kommt die mögliche Infektion durch manche im Wasser vorkommende Eingeweidewürmer in Betracht, welche in ihren Entwicklungsstadien auf das Wasser angewiesen sind.

Nach den Erfahrungen, daß das Wasser bei der Infektion verschiedener Krankheiten eine große Rolle spielt, indem eben die gefährlichsten Krankheiten durch Wasser unmittelbar übertragen werden können, wäre es von größter Wichtigkeit, sich von der Abwesenheit pathogener Organismen zu vergewissern.

Es wurde schon eingangs erörtert, daß die bakteriologische Untersuchung in bezug auf die Ermittlung des Vorhandenseins, beziehungsweise Fehlens solcher Organismen nur sehr selten die gewünschte Auskunft liefern kann, da die meisten, vornehmlich aber die pathogenen Bakterien im Wasser bloß als Gäste zu betrachten sind, welche nur eine kurze Zeit dortselbst vegetieren können. Sie gehen darin gewöhnlich

recht bald zugrunde und entziehen sich somit dem bakteriologischen Nachweise.

Die Aufgabe der allgemeinen mikroskopischen Wasseruntersuchung ist also nicht, diese Krankheitsreger zu entdecken, sondern auf Grund der Untersuchung die jeweilige Verunreinigung des Wassers zu ermitteln, und an der Hand des Befundes die Möglichkeit und Art einer Wasserinfektion zu erwägen.

Die Infektion des Wassers kann verschiedensten Ursprunges sein.

Es muß vor allem als Grundsatz gelten, daß jedes offene Wasser in bewohnter Gegend infektionsverdächtig erscheint.

Bei der mikroskopischen Untersuchung eines Brunnenwassers finden wir beispielsweise im Sedimente desselben zahlreiche grüne Algen und lebende Diatomeen, welch letztere sich durch ihre eigentümlich gleitende Bewegung auszeichnen. Es liegt kein Zweifel vor, daß dem Brunnen eine entsprechende Belichtung zukommen muß, da sonst diese Mikroorganismen, welche ihren Lebensunterhalt nur in der Assimilation unter Einfluß des Lichtes finden, absterben müßten.

Ob schon der unbedeckte oder mangelhaft bedeckte Brunnen den Zutritt diesen Organismen gewährte, oder ob sie selbst durch eine unrichtig gebaute Brunnenanlage durch das Oberflächenwasser, welches stets solche Organismen und Dauerzellen derselben enthält, hineinkamen, ist einerlei.

In beiden Fällen ist auch den Spaltpilzen, darunter den pathogenen, die vollste Gelegenheit geboten, in einen solchen Brunnen zu gelangen.

Nicht weniger als die assimilierenden Organismen wird auch der Nachweis von leblosen Körpern, wie Rattenhaare, Schmetterlingsschuppen, Chitinskelette und verschiedene andere Detritusmassen, den Beweis für einen ungenügenden Brunnenabschluß liefern.

Noch vielmehr als die Brunnen sind die Wässer der Bäche und Flüsse einer Infektion ausgesetzt.

Diese kann in den meisten Fällen durch die von den Gewerben und verschiedenen Industriezweigen verunreinigten Wässer, weiter durch die Abwässer des menschlichen Haushaltes stattfinden.

Von den Gewerbeabwässern sind es insbesondere die Wässer der Wollfabriken, sowie der sonstigen Textilfabriken, die Stärke-, Zucker-, Papier- und Spiritusfabriken und Brennereien u. a.

In erster Linie wird der Nachweis des unveränderten Rohmaterials, dessen sich solche Fabriken bedienen, wichtig erscheinen.

In den Abwässern der Textilfabriken finden wir die verschiedenen Textilfasern (Wolle, Baumwolle, Hanf, Seide u. a.) in farblosem oder verschieden gefärbtem Zustande wieder vor.

Die Stärke-, sowie auch die Zuckerfabriksabwässer sind reich an Stärke, welche entweder in unverändertem Zustande oder gequollen und korrodiert vorkommt.

In den Papierfabriken gehen die Abwässer, welche zur Reinigung des Rohmaterials (Lumpen) dienten, ab, und führen stets große Mengen Zellulosereste mit.

In den Spiritusfabriken und Brennereien werden wir mit Sicherheit nach Kartoffelstärke und Kartoffelschalen suchen können.

Die höchste Gefahr einer Wasserinfektion besteht dort, wo das Wasser einer Verunreinigung durch Dejekte und Abfälle des menschlichen Haushaltes ausgesetzt ist.

Zu diesen gehören vorerst die Fäkalienabwässer.

Als sehr wichtige Bestandteile dieser sind zu erwähnen die Zellulose(Papier)reste, welche aus dem Aborte stammen können, weiter die phosphorsaure Ammon-Magnesia und die zahlreichen schwerverdaulichen Speisereste der verschiedensten Gemüse, des Brotes u. a.

Wenn es uns gelingt, die durch Gallenfarbstoff gefärbten Muskelfasern oder Epithelien nachzuweisen, so besitzen wir einen sicheren Beweis dafür, daß das Wasser direkt mit Fäkalienabwässern verunreinigt wurde. Mit den Fäkalienabwässern können ebenfalls die verschiedenen Entozoeneier in das Wasser gelangen.

Für die Hausabwässer sind charakteristisch Kaffeesatz (Elemente der Kaffeebohne), Ultramarin, Kartoffelschalen, Menschenhaare, Kohlepartikelchen, ferner auch Stärkekörner und alle früher erwähnten Textilfasern.

Die Stallabwässer führen meist Strohreste, kohlensauren Kalk und phosphorsaure Ammon-Magnesia mit.

Alle hier genannten Abwässer sind Träger großer Mengen von fäulnisfähigen organischen Stoffen und viele bilden eine wahre Brutstätte für Pilzvegetationen und andere Mikroorganismen, welche eben das reichliche Vorhandensein der fäulnisfähigen Stoffe voraussetzen.

Wir haben schon eingangs erörtert, daß die für ein reines Wasser charakteristischen Algen und Infusorien (Katharobien) das Trinkwasser unbedenklich erscheinen lassen, insbesondere wenn sie nur spärlich vorkommen, wogegen das Vorhandensein der saproben Organismen stets einen Verdacht auf Verunreinigung des Wassers begründet.

Es wird daher ein Wasser, welches saprobe Organismen in größerer Anzahl von Spezien enthält, zum menschlichen Genusse bedenklich erscheinen müssen.

Auch in dem Falle, als das zu untersuchende Wasser die für Schmutzwässer charakteristischen Leitorganismen in keiner auffallenden Menge enthält, werden wir trotzdem aus den Lebensgemeinschaften (Biocönosen) der Mikrofauna und Flora bei näherer Betrachtung den gewünschten Aufschluß über den Reinheitsgrad des Wassers erlangen.

Bei der Untersuchung von verunreinigten Wässern wird es unserem Augenmerk nicht entgehen, daß in solchen, je nach dem Grade der Verunreinigung, mit einer gewissen Regelmäßigkeit dieselben Spezien nebeneinander auftreten, ein Umstand, welcher für die im Aufbaue befindliche biologische Untersuchung des Wassers von ungeahnter Tragweite erscheint.

Eine Auswahl solcher Organismen nominativ zu treffen, oder sogar Zahlen einzusetzen, ist zurzeit unmöglich. Hier sollen nur die in diesem Buche behandelten Saprobien eine Einteilung in Poly-, Meso- und Oligosaprobien finden. Auch diese Einteilung selbst läßt sich, wie eingangs bemerkt wurde, nicht vollkommen scharf umgrenzen, da es viele Organismen gibt, welche sich an den jeweiligen Verschmutzungsgrad des Wassers anpassen können.

Polysaprob.

Amoeba brachiata
Amphora ovalis
— pediculus
Ascococcus Billrothii
Beggiatoa
Carchesium Lachmani
Chromatium Okeni
Cercomonas crassicauda
Closterium acerosum
— Leibleini
— moniliferum
— parvulum
Cocconeis pediculus
— placentula
Colpoda Cucullus
Conferva bombycina
Cosmarium Botrytis
— margaritaceum
— Meneghini
Cymatopleura Solea
— elliptica
Cymbella Cistula
Cystobacter fuscus
Epithemia turgida
Euglena olivacea
— viridis
— velata
Euplotes Charon
— Patella
Gomphonema constrictum
— acuminatum
Lampropedia hyalina
Lamprocystis roseopersicina
Leptomitus lacteus
Myconostoc gregarium
Navicula Brébissoni
— viridis
Nitzschia acicularis
— amphioxys
— communis
— sigmoidea
Oikomonas Termo
Oscillaria Fröhlichii

Oscillaria membranacea
— tenerrima
— tenuis
Paramaecium Bursaria
— putrinum
— caudatum
Phyllomitus amylophagus
Podophrya fixa
— infusionum
Pleurosigma acuminatum
— attenuatum
Saprolegnia Thuretii
Spirillum rufum
Spirillum volutans
Spirogyra
— crassa
— gracilis
— nitida
Sphaerotilus natans
Spirulina Jenneri
— oscillarioides
Stylonichia mytilus
Synedra ulna
Trepomonas rotans
Vorticella microstoma

Mesosaprob.

Amoeba verrucosa
Anthophysa vegetans
Aspidisca lynceus
— costata
Blepharisma lateritium
Bodo saltans
Cladothrix dichotoma
Closterium Lunula
Cyathomonas truncata
Chilodon Cucullulus
— uncinatus
Colpidium Colpoda
Cyclidium glaucoma
Dalingeria Drysdali
Euglena Spirogyra
Euglenopsis vorax
Glaucoma scintillans
Hyalodiscus guttula
— limax
Monas guttula
Navicula cuspidata
Oxytricha fallax
— pellionella
Paramaecium Aurelia
— Bursaria
Peranema trichophorum
Polytoma Uvella
Spirogyra porticalis
Sarcina palludosa
Spirillum rugula
— serpens
— undula
— tenue
Spirochaete plicatilis
Tetramitus rostratus
Trigonomonas compressa
Urostyla multipes
Urotricha farcta
Uroleptus musculus
Vorticella Convallaria

Oligosaprob.

Achnanthes minutissima
Astylozoon fallax
Anabaena macrosperma
Arcella vulgaris
Astasia distorta
Bodo globosus
— minimus
Chaetophora elegans
Chromulina Rosanoffii
Cladophora fracta

Crenothrix polyspora
Conferva tenerrima
Cymbella Ehrenbergii
Diatoma vulgare
Epithemia sorex
— gibba
— Zebra
Fragillaria virescens
Gomphonema olivaceum
Halteria grandinella
Hexamitus inflatus
Lionotus fasciola
Melosira varians
Meridion circulare
Mougeottia genuflexa
Navicula mesolepta
— radiata
Nitzschia linearis
Oscillaria princeps
Pediastrum Boryanum
Pediastrum tetras
Pleurotaenium nodulosum
Pleuromonas jaculans
Rhaphidium polymorphum
Rhoicosphenia curvata
Scenedesmus obliquus
— quadricauda
Spathidium hyalinum
Stauroneis Phoenicocentron
Stigeoclonium tenue
Strombidium sulcatum
Spirogyra rivularis
— Weberi
Tabellaria flocculosa
Trachelomonas volvocina
Trepomonas agilis
Ulothrix zonata
— subtilis
Zygnema stellinum

2. Das Wasser soll appetitlich sein.

Man verlangt von jedem zum menschlichen Gebrauche dienenden Wasser, insbesondere aber von solchem, welches zu Genußzwecken verwendet wird, daß es möglichst klar sei, das heißt, daß es möglichst wenig schwebende Verunreinigungen enthält.

Das Trübsein des Wassers kann vornehmlich von den suspendierten Lehm- oder Eisenoxydhydratpartikelchen herstammen.

Die Lehmpartikelchen verursachen bekanntlich eine schon in den geringsten Beimengungen (einige Milligramme pro Liter) nur schwer zu beseitigende Verunreinigung, und von denselben rührt für gewöhnlich die bekannte opalisierende Trübung solcher Wässer her.

Die zweite der häufigsten Trübungen wird, wie oben erwähnt wurde, durch Eisenoxydhydrat verursacht.

Eisen pflegt im Wasser zuerst als lösliches kohlensaures Eisenoxydul vorzukommen und verwandelt sich durch Sauerstoffaufnahme aus der Luft bald zu Eisenoxydhydrat, welches im Wasser unlöslich ist und somit in einer ursprünglich vollkommen klaren Wasserprobe nach längerem Stehen an der Luft einen beträchtlichen rotbraunen Niederschlag absetzt.

Das Vorhandensein von Eisenoxydul im Wasser bringt stets eine reiche Vegetation der Eisenpilze (Crenothrix polyspora, Leptothrix ochracea, Gallionella ferruginea u. a.) mit sich.

Da alle diese Pilze ohne Eisen überhaupt nicht leben können, so deutet der Nachweis derselben mit größter Sicherheit auf das Vorhandensein von Eisen hin.

Von diesen Pilzen ist insbesondere die Crenotrix hervorzuheben, welche durch ihre Eigenschaft, aus dem Eisenoxydul das Eisenoxydhydrat abzuscheiden, bekannt ist und zu den häufigsten und unangenehmsten Gästen der Wasserleitungen zählt.

Auch manche Algen (Psichohormium) bewirken durch Sauerstoffabscheidung die Umwandlung des Oxyduls in Eisenoxydhydrat, welches dann in Form eines Niederschlages wie eine Hülle die Zellwände inkrustiert.

Schließlich gibt es noch manche Flagellaten, welche das eisenhaltige Wasser bevorzugen und von diesen sei die Anthophysa vegetans erwähnt.

3. Das Wasser soll wohlschmeckend sein.

Um wohlschmeckend zu sein, muß das Wasser vor allem eine dem Körper zusagende Temperatur, weiter einen gewissen Gehalt an gasförmigen und mineralischen Stoffen besitzen und schließlich auch frei sein von Riechstoffen, sowie anderen vorherrschend schmeckenden Körpern.

Was die gasförmigen Stoffe anbelangt, ist ein gewisser Gehalt an freier Kohlensäure wünschenswert, da dieselbe unstreitig ein erstklassiges Geschmackkorrigens bildet. Dagegen würden manche andere gasförmige Stoffe, beispielsweise Schwefelwasserstoff, Kohlenwasserstoffe u. a., durch ihren widerlichen Geruch und Geschmack die Güte des Wassers wesentlich beeinträchtigen.

Die gelösten mineralischen Stoffe, welche sich im Trinkwasser vorzugsweise finden, sind Verbindungen von Kalk und Magnesia. Beide der genannten sind die sogenannten härtebildenden Bestandteile des Wassers und es muß eine gewisse Menge dieser Körper im Wasser vorhanden sein, damit dasselbe einen zusagenden Geschmack besitze.

Ein weiches Wasser schmeckt fade.

Kalk und Magnesia kommen im Wasser häufig an Kohlensäure gebunden vor und bleiben, so lange die nötige Menge Kohlensäure zur Verfügung steht, im Wasser gelöst.

Durch künstliches Verjagen der Kohlensäure (durch Erwärmen, Kochen oder Schütteln) pflegt in solchen Wässern kohlensaurer Kalk auszufallen. Derselbe Vorgang findet statt bei ursprünglich an Kohlen-

säure reichen Wässern, welche längere Zeit gestanden sind und man findet dann im Sedimente eines solchen Wassers reichliche Kristalle von Karbonaten.

Die Ausscheidung der letzteren läßt also stets auf den ursprünglich reichen Kohlensäuregehalt schließen.

Zu den am häufigsten vorkommenden Geschmackfehlern des Wassers gehört Schwefelwasserstoff.

Der meiste Schwefelwasserstoff hat seinen Ursprung in der Verwesung der schwefelhaltigen Protoplasmen der pflanzlichen und tierischen Körper im Wasser. Nach Mez[1]) gibt es kein schärferes Reagens auf das Vorhandensein von Schwefelwasserstoff im Wasser, als verschiedene Schwefelpilze (-Bakterien), unter welchen die Beggiatoa den ersten Platz einnimmt.

Ein weiterer unangenehmer Geschmack ist der manchen Wässern eigene dumpfige, welcher bei den im Wasser vorkommenden Fäulnisvorgängen entsteht.

In Wässern, in welchen Fäulnisvorgänge stattfinden, ist meist eine übermäßig große Menge von Spaltpilzen, sowie auch von vielen Protozoen zu finden.

Von den letzteren sind es eben meist Organismen, welche in mit fäulnisfähigen Stoffen beladenen Wässern ihr Fortkommen finden. Hieher gehören die meisten in diesem Buche behandelten Saprobien.

[1]) Mez. l. c.

Einschlägige Literatur.[1]

Apstein C. Das Süßwasserplankton. Kiel und Leipzig. 1896.

Bary A. de. Untersuchungen über die Familien der Konjugaten. Leipzig. 1858.

— Vorlesungen über Bakterien. II. Aufl. 1887.

— Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze. Mycetozoen und Bakterien. 1884.

Baumgarten. Lehrbuch der pathologischen Mycologie 1890.

Beyernick. Kulturversuche mit Zoochlorellen und anderen niederen Algen. (Bot. Zeitung.) 1890.

Blochmann Friedr. Abt. I. Protozoa in Kirchner und Blochmanns mikroskop. Tierwelt des Süßwassers. Hamburg. 1895.

Bonett A. W. On vegetable growths as evidence of the purity or impurity of water. St. Thomas Hospital Reports XX. 1892.

Bokorny Th. Einige Versuche über die Abnahme des Wassers an organischen Substanzen durch Algenvegetation. (Arch. für Hyg. 14. Bd. 1892.)

Brefeld. Botanische Untersuchungen über Hefepilze.

— Botanische Untersuchungen über Schimmelpilze.

Bütschli A. Protozoa. (In Bronns Klassen und Ordnungen des Tierreichs. I. Bd.) Leipzig. 1883—87.

— Beiträge zur Kenntnis der Flagellaten und verwandter Organismen. (Zeitschr. f. wiss. Zoologie. XXX. Bd. 1878.)

Celli A. u. R. Fiocca, Beiträge zur Amöbenforschung. 1894.

Cienkowsky L. Über einige Rhizopoden und verwandte Organismen. (Arch. f. mikrosk. Anatomie. Bd. XII. 1876.)

Claparéde E. et J. Lachmann. Études sur les infusories et rhizopodes. Genève et Bale. 1856—61.

Cohn F. Gutachten über die Abwässer verschiedener Rübenzuckerfabriken im Winter 1881, erstattet auf Grund mikroskopischer Untersuchungen. Denkschrift über die vergleichende Prüfung verschiedener Verfahren zur Reinigung der Abflüsse aus Rohrzuckerfabriken. Magdeburg. 1882.

— Über lebendige Organismen im Trinkwasser. Zeitschr. f. kl. Medizin von Dr. Günsberg, IV. Jhrg., S. 229—237. 1853.

— Untersuchungen über die Entwicklungsgeschichte der mikroskopischen Algen und Pilze. 1854.

— Über den Brunnenfaden. (Beiträge zur Biologie der Pflanzen. Bd. I. Breslau 1875.)

[1]) Die Literaturausgaben sind nur zum kleinen Teile angeführt, aber so gewählt, daß sich jedermann in irgend einer Frage näher orientieren kann.

Cooke. British desmids. London. 1887/88.
— M. C. British fresh water Algae exl. desmid. and Diatom. London. 1883—1884.
Debes E. Sammeln und Behandlung lebendiger Diatomaceen. (Zeitschr. f. wiss. Mikroskopie. Bd. II. 1886.)
Delponte. Specimen Desmidiearum subalpinarum. 1873—1878.
Dujardin F. Historie naturelle des infusoires. Paris. 1871.
Ehrenberg Chr. Fr. Die Infusionstierchen als vollkommene Organismen. Leipzig. 1838.
Eisenberg. Bakteriologische Diagnostik. 3. Aufl. 1891.
Engelmann Th. W. Zur Naturgeschichte der Infusionstiere. (Zeitschr. f. wiss. Zoologie. Bd. XI. Leipzig. 1862.)
Eyferth. Die mikroskopischen Süßwasserbewohner. Braunschweig. 1877.
— Einfachste Lebensformen des Tier- und Pflanzenreiches v. Dr. W. Schönichen und Dr. A. Kalberlah. Braunschweig. 1900.
Falkenberg P. Die Algen im weitesten Sinne in Schenks Handbuche der Botanik. Breslau. 1881.
Fisch C. Untersuchungen über einige Flagellaten und verwandte Organismen. (Zeitschr. f. wiss. Zoologie. Bd. 42, S. 47—125. 1885.)
Fischer A. Untersuchungen über den Bau der Cyanophyceen und Bakterien. Jena. 1897.
— Vorlesungen über Bakterien. 1897.
Fischer F. Das Wasser. 3. Aufl. 1902.
Flügge. Die Mikroorganismen. 2. Aufl. 1886.
— Lehrbuch der hygienischen Untersuchungsmethoden. 1881.
Fränkel. Grundriß der Bakterienkunde. 3. Aufl. 1890.
Frič u. Vávra. Untersuchungen über die Fauna der Gewässer Böhmens. Prag. 1897.
Gérardin. Rapport sur l'altération, la corruption et l'assainissement des rivières. Archives des missions scientifiques et littéraires. 3. serie. t. I., pag. 461 bis 524. 1873.
Gomont M. Monographie des oscillariées. (Annales d. sc. nat. tomes XV. u. XVI. Paris 1892.)
Greeff B. Über Radiolarien und radiolarienartige Rhizopoden des süßen Wassers. I. T. (Archiv f. mikrosk. Anatomie. Bd. V. 1869. II. T. Bd. XI. 1875.)
Grunow. Über neue oder ungenügend gekannte Arten und Gattungen von Diatomaceen in Verhandl. der k. k. zoolog. bot. Gesellschaft in Wien. 1860—63.
Hansgirg Ant. Prodromus der Algenflora von Böhmen. (Archiv f. naturwissenschaftl. Landesdurchforschung von Böhmen. V. VI. VII.) 1888—89.
— Physiologische und algologische Studien. Prag. 1887.
Harz O. Mikroskopische Untersuchung des Brunnenwassers für hygienische Zwecke. (Zeitschr. f. Biologie. Bd. 12. 1876.)
Hassal A. mikroscopical examination of the water supplied to the habitants of London and the suburban districts. London. 1850.
Heider. Untersuchungen über die Verunreinigung der Donau (österr. Sanitätswesen Bl. Nr. 3).
Heurck van. Traité des Diatomées. 1899.
— Synopsis des Diatomées de Belgique. 1880—83.
Hertwig R. u. E. Lesser. Über Rhizopoden und denselben nahestehende Organismen. (Archiv f. mikrosk. Anatomie. Bd. X. Suppl. Bonn. 1874.)
Hirt L. Über Prinzipien und die Methode der mikroskop. Untersuchung des Wassers. (Zeitschr. f. Biologie. Bd. XV. 1879.)
Hueppe. Die Formen der Bakterien. 1886.

Hulva F. Die Selbstreinigung der Flüsse. Vortrag gehalten am 28. Aug. 1894 vor dem V. deutschen Fischereitage zu Berlin. S. 10. 1894.

Kalberlah-Schönichen, siehe Eyferth.

Kent W. Saville A. Manual of the infusoria (Atlas). London. 1880—82.

Kirchner O. Algenflora von Schlesien. 1878.

— in Cohn: Kryptogamenflora von Schlesien. Bd. II. Abt. I. (Algae.) 1878.

— Die mikroskopische Pflanzenwelt des Süßwassers. Hamburg. 1891.

— Schizophyceae in »Engler Prantls natürliche Pflanzenfamilien.« I. 1. Leizig. 1898.

Klebs G. Flagellatenstudien. In der Zeitschr. f. wiss. Zoologie Bd. LV. Leipzig. 1892.

— Über die Organisation einiger Flagellatengruppen und ihre Beziehungen zu Algen und Flagellaten. (In Pfeffers Untersuchungen aus den botan. Institute in Tübingen. Bd. I.) Leipzig. 1883—85.

Klunzinger C. B, Über die physikalischen, chemischen und biologischen Ursachen der Farben unserer Gewässer. Stuttgart. 1901.

Kolkwitz R. Gibt es Leitorganismen für verschiedene Grade der Verschmutzung des Wassers? Verhandl. d. Gesellschaft deutscher Naturforscher und Ärzte. 73. Versamml. zu Hamburg 1902.

— Über Bau und Leben des Abwasserpilzes Leptomitus lacteus. Mitteil. a. d. kgl. Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung. Berlin. 1903.

— Über die Bedeutung der Biologie für die Beurteilung des Wassers. Teil II. (Berichte der deutschen pharmaz. Gesellschaft. Bd. 12. 1902.)

— u. Marsson M. Grundsätze für die biologische Beurteilung des Wassers nach seiner Flora und Fauna. (Mitteilung. a. d. kgl. Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung.) Berlin 1902.

König. Die Verunreinigung der Gewässer. II. Aufl. 1899. Bd. I.

Kützing F. T. Die kieselschaligen Bazillarien oder Diatomeen. Nordhausen. 1844.

— Phycologica germanica. Nordhausen. 1845.

— Species algarum. 1849.

— Tabulae phycologicae oder Abbildungen der Tange mit 1900 Tafeln. Nordhausen. 1845/47.

Lafar F. Technische Mycologie. 1897.

Lampert K. Das Leben der Binnengewässer. Leipzig. 1898.

Lauterborn R. Die sapropele Lebewelt. Zoolog. Anzeiger. 1901.

Leeuwenhoek. Arcana naturae detecta ab Antonio v. Leeuwenhoek Delphis. Batavarum. 1695.

Lehmann K. B. Die Methoden der praktischen Hygiene. II. Aufl. 1901.

Lindau, Schiemenz, Marsson, Elsner, Proskauer und Thiering. Hydrobiologische und hydrochemische Untersuchungen über die Vorfluther-Systeme der Bäke, Nutte, Pauke und Schwärze. Vierteljahresschr. f. ger. Mediz. und öffentliches Sanitätswesen. 3. Folge XXI. Suppl. Heft. 1901.

Lindau. Über Abwässerorganismen und die Erforschung ihrer Biologie. Naturwissenschaftl. Wochenschr. 1902.

Löw u. Pokorny. Zur Frage der Selbstreinigung der Flüsse. (Archiv. f. Hygiene. XII. 1891.)

Ludwig. Lehrbuch der niederen Kryptogamen. 1892.

Lustig. Diagnostik der Bakterien des Wassers. 2. Aufl. 1893.

Macdonald J. D. A guide to the mikroskopical Examination of Drinking water London. 1875.

Marpmann. Die Spaltpilze. 1884.

Marsson M. Die Abwässerflora und Fauna einiger Kläranlagen etc. Mitteilungen aus der königl. Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung.
Marsson M. Planktologische Mitteilungen. (Zeitschrift für angew. Mikroskopie. IV. Heft 7, 8, 9, 10.) 1898/99.
— Zur Kenntnis der Planktonverhältnisse einiger Gewässer der Umgebung von Berlin. — Plönerberichte. Bd. XIII. 1901.

Mez C. Mikroskopische Wasseranalyse. Berlin. 1898.
Migula. Bakterien in »Engler Prantls natürliche Pflanzenfamilien. I. Teil, 1. Abt. 1896.
— System der Bakterien. Jena. 1899—1900.

Müller Otto Friedr. Animalcula infusoria fluviatilia et marina. Havniae. 1786.
Naegeli G. Gattungen einzelliger Algen. Zürich. 1849.
Nordstedt. Index Desmidiacearum. Berlin. 1896.
Ohlmüller W. Die Untersuchung des Wassers. 2. Aufl. 1896.
Penard. Études sur les Rhizopodes d'eau douce. P. 168. Genève. 1890.
Perty M. Zur Kenntnis kleinster Lebensformen in der Schweiz. 1852.
Petit Paul. Spirogyra des environs de Paris. 1880.
Pettenkofer M. v. Zur Selbstreinigung der Flüsse. Archiv f. Hygiene. XII. Bd. 3. Heft. 1891.
Pfitzer E. Die Bacillariaceae (Diatomaceen). Schenks Handb. d. Botanik. III. Bd. Breslau. 1882.
— Untersuchung über Bau und Entwicklung der Bacillariaceen. 1871.

Rabenhorst Kryptogamenflora (Abteilung IV. Phycomycetes). A. Fischer. Leipzig. 1892.
— L. Die Süßwasser-Diatomaceen (Bazillarien). Leipzig. 1853.
— M. Flora europaea algarum aquae dulcis et submarinae. Leipzig. 1864—1868.
— Kryptogamenflora I. Bd. Pilze von Dr. G. Winter 1883.

Radlkofer L. Mikroskopische Untersuchung der organischen Substanz im Brunnenwasser. (Zeitschr. f. Biologie. I. Bd. 1865.)
Ralfs J. The British Desmidiee. Tafeln Jena-London. 1848.
Roth u. Lex. Handbuch der Militärgesundheitspflege. Berlin. 1872—77
Schenk H. Über die Bedeutung der Rheinvegetation für die Selbstreinigung des Rheines. (Zentralbl. f. allg. Gesundheitspflege. 12. Jhrg. 1893.)
Schewiakoff. »Über die geographische Verbreitung der Süßwasser-Protozoen« Mémoires de l'Académie impériale des sciences de St. Pétersbourg. VII. Sér. Tom. XLI. 1893.
Schmidt A. Atlas der Diatomaceenkunde. Heft 1. ff. Leipzig. 1874.
Schorler. Das Plankton der Elbe bei Dresden. (Zeitschr. für Gewässerkunde. Bd. 3. 1900.)
— Die Vegetation der Elbe. (Zeitschr. f. Gewässerkunde. Bd. 1. 1898.)
Schröder B. Das pflanzliche Plankton d. Oder. Plöner-Berichte. Bd. VII. 1899
— Die Algen der Versuchsteiche des schlesischen Fischereivereines zu Trachenberg. Plöner-Berichte. Bd. V. 1897.

Schröter C. Die Schwebeflora unserer Seen. Zürich. 1896.
— u. Kirchner O. Die Vegetation des Bodensees. Lindau i. B. I. Teil. 1896. II. Teil 1892. Heft XXXI. der Schriften des Vereines für Geschichte des Bodensees.

Schütt. Das Pflanzenleben der Hochsee. S. 243. 1893.
— Bacillariales (Diatomacecae) in »Engler Prantls natürliche Pflanzenfamilien.« I. Teil, 1. Abt. Leipzig. 1896.
Smith A. Synopsis of the britisli Diatomaceae. 1853 56.

Spitta. Untersuchung über die Verunreinigung und Selbstreinigung der Flüsse. (Aus d. hygienischen Institut zu Berlin.) Archiv f. Hygiene. Bd. 38.
Stein F. v. Der Organismus der Infusionstiere. I., II., III. Bd. Leipzig. 1859—83.
— Die Infusionstiere auf ihre Entwicklungsgeschichte untersucht. Leipzig. 1854.
Stockmayer S. Das Leben des Baches (des Wassers überhaupt). S.-A. aus den Berichten der deutschen botan. Gesellschaft. 1894.)
Strohmayer. Die Algenflora des Hamburger Wasserwerkes.
Tiemann u. Gärtner. Die chemisch-mikroskop. und bakteriologische Untersuchung des Wassers. Braunschweig. 1895.
Toni de. Sylloge Algarum. I. ff. Patavii. 1889 ff.
Uffelmann. Die Selbstreinigung der Flüsse mit besonderer Rücksicht auf Städtereinigung. (Berliner kl. Wochenschr. 1892.)
Unger. Das Wasser in und um Wien.
Volk Rich. Die bei der hamburgischen Elbeuntersuchung angewandten Methoden zur quantitativen Ermittelung des Planktons. Hamburg. 1901.
Vries Hugo de. Die Pflanzen und Tiere in den dunklen Räumen der Rotterdamer Wasserleitung. Jena. 1890.
Warming. Lehrbuch der ökologischen Pflanzengeographie. S. 130. 1896.
Wettstein R. v. Handbuch der systematischen Botanik. 1901.
Wildemann de. Flore des Alges de Belgique. Bruxelles et Paris. 1896.
Wille N., Kjillmann F. R. und Schmitz Fr. Algae in Engler und Prantls natürlichen Pflanzenfamilien. 1890—97.
Winogradsky S. Beiträge zur Morphologie und Physiologie der Bakterien. 1888.
— Über Schwefelbakterien. Bot. Zeitg. 1887.
Wolffhügel. Wasserversorgung; aus Pettenkofer-Ziemssen: Handbuch der Hygiene und der Gewerbekrankheiten. 1882.
Wolle F. Desmids of the united states Betlehem 1884.
— Fresh water Algae of the united states Betlehem. 1887.
Wrzesnowski A. Beiträge zur Naturgeschichte der Infusorien. Zeitschr. f. wiss. Zoologie. Bd. 29. Leipzig. 1877.
Zacharias E. Über die Cyanophyceen. 1900.
— O. Das Heleoplankton. (Zoolog. Anzeiger Nr. 549. 1898.)
— Die Tier- und Pflanzenwelt des Süßwassers. 2 Bände. Leipzig. 1891.
— Untersuchung über das Plankton der Teichgewässer. Plöner-Berichte Bd. II., Abt. II. 1898.
Zopf W. Die Pilze. 1890.
— Die Pilztiere u. Schleimpilze in Schenks Handb. d. Botanik. 3 Bd., 2. Hälfte. Breslau. 1884.
— Die Spaltpilze. 3. Aufl. 1885.
— Morphologie der Spaltpflanzen. Leipzig. 1882.
— Zur Morphologie u. Biologie der niederen Pilztiere (Monaden). Leipzig. 1885.
Zune A. J. Traité a analyse chimique, micrographique et microbiologique des eaux potables. Paris et Bruxelles. 1894.

Sachregister.

Aberration, chromatische 10.
Aberration, sphärische 10.
Abbéscher Kondensor 17.
Abschwächen des Lichtes 18.
Abwässer 174.
Acarina 165.
Achlya polyandra 120.
Achnanthoideae 94.
Achnanthes minutissima 97, 177.
Achromate 11, 28.
Acineta 157.
Actinophrys 128.
Adorale Zone 141.
Aërobionten 70.
Algenpilze 120.
Aphanocapsa 85.
» pulchra 85.
Aphanothece 85.
» prasina 86.
Apochromate 28.
Aplanate 11.
Apona 123.
Arachnidium 148.
Archiplast 66.
Arthrospira 86.
Arthrosporen 67, 83.
Amphipoda 162.
Amphidinium lacustre 90.
Amoeba 125, 127.
» brachiata 124, 176.
» coli 124.
» polypodia 124.
» verrucosa 177.
Amoebobacter roseus 72.
Amphora ovalis 96, 176.
» pediculus 97, 176.
» minutissima 97.
Anabaena 88.
Anabaena flos aquae 88.
» macrosperma 88, 177.
Anaërobionten 70.
» obligate 70.
Anchylostomum duodenale 160.
Anorganische Körper 63.
Antheridium 106.
Anthophysa vegetans 131, 132, 177, 179.
Apiocystis Brauniana 109.
Arachnidium 150.
» sulcatum 154.
Arcella vulgaris 125, 126, 177.
Armleuchtergewächse 118.
Arthrostraca 162.
Ascaris 161.
» lumbricoides 161.
Asellus aquaticus 162.
Ascococcus 71.
» Billrothii 72, 176.
Aspidisca 149, 155.
» costata 155, 177.
» lynceus 155, 177.
Aspirotricha 147.
Asseln 162.
Astasia distorta 136, 177.
Astylozoon 150.
Astylozoon fallax 156, 177.
Aufbewahren der Wasserproben 34.
Aufgußtierchen 124, 128.
Auxosporen 92.

Bacillariaceae 90.
Bacillus 74.
butyricus 67, 75.
» subtilis 67.
» tetani 67.
» carbonis 75.
» suicida 75.

Bacillus tetani 75.
» typhi 75.
» coli 75.
» Megatherium 75.
» prodigiosus 68.
» radicicola 69.
Bacteriaceae 71.
Bacterium 74.
» aceticum 75.
» acidi lactici 75.
» anthracis 74.
» diphtheritidis 74.
» leprae 74.
» pestis 74.
» pneumoniae 74.
» pyocyaneum 75.
» syncyaneum 75.
» ureae 75.
Bacteriopurpurin 76.
Bakterien 55.
Balantidium coli 151.
Bandwurm 161.
Batrachium 59.
Batrachospermum 123.
» moniliforme 123.
Baumwolle 166, 175.
Beggiatoa 68, 81, 176.
» alba 81, 176.
» arachnoidea 82.
Beggiatoaceae 71, 81.
Beleuchtung 16.
» schiefe 17.
Beweglicher Objekttisch 14.
Blattfüßer 163, 164.
Blendungen 22.
Blepharisma 148.
» lateritium 153, 177.
Bodo 133, 136.
» minimus 136, 177.
» globosus 137, 177.
» saltans 137, 177.
Borstenwürmer 159.
Botryocephalus latus 161.
Botryococcus Braunii 109.
Botrydium granulatum 117.
Braunalgen 122.
Brownsche Molekularbewegung 68.
Brunnenfaden 78.
Bulbochaete 117.
Bulbochaete setigera 117.
Bärtierchen 165.
Closterium 101.
» acerosum 102, 176.
» Leibleini 102, 176.
» lunula 101, 177.
» moniliferum 102, 176.
» parvulum 102, 176.
Clostridium Pasteurianum 69.
Coccaceae 71.
Cocconeis communis 94, 176.
Cochliopodium 126.
Cohnidium dichotomum 79.
Coleochaetaceae 114, 117.
Coleochaete 117.
» pulvinata 117.
Coleps 146.
» hirtus 145.
Colpidium 148.
» Colpoda 153, 177.
Colpoda 147.
» Cucullus 153, 176.
Conferva tenerrima 116, 178.
» bombycina 116, 176.
Confervoideae 113.
Conjugatae 98.
Cönobium 91.
Cosmarium 102.
» Botrytis 102, 176.
» margaritaceum 102, 176.
» Meneghini 102, 176.
Crenothrix 78, 179.
» Kühniana 79.
» polyspora 79, 178.
Cuoxam 18, 52.
Cuscuta 58.
Cuticula 128, 139.
Cyanophyceae 82.
Cyathomonas truncata 177.
Cyclidium 148.
» glaucoma 153, 177.
Cyclopideen 163.
Cyclops tenuicornis 164.
Cylindrocapsaceae 113.
Cymatopleura elliptica 98, 176.
» Solea 98, 176.
Cymbella 96.
» Cistula 96, 176.
» Ehrenbergii 96, 178.
Cystobacter 73, 74.
» fuscus 74, 176.
Cystopleura 97.
Cytopharynx 142.

Cytopyge 142.
Cytostoma 141.
Callitriche 59.
Calothrix fusca 88.
Carchaesium 150.
» Lachmani 157, 176.
Carrageen 122.
Centralknoten 91.
Centropyxis 126.
Cepopoden 163.
Ceratium tetraceros 90.
Ceratoneis Arcus 94.
Cercomonas 132.
crassicauda 131, 176.
Chaetomorpha 117.
Chaetonotus maximus 158, 159.
Chaetophora 116.
» elegans 116, 177.
» pisiformis 116.
Chaetopoda 159.
Chaetogaster 159.
Chaetophoraceae 113, 116.
Chamaesiphoneae 85.
Chamaesiphon confervicola 86.
Chantransia 123.
» chalybaea 123.
Chara 119.
» fragilis 119.
Characeae 118.
Characium Naegelii 110.
Chilodon 177.
Chilodon Cucullulus 152, 177.
» uncinatus 152, 177.
Chilomonas paramaecium 129.
Chinesische Tusche 52.
Chlamydobacteriaceae 71, 77.
Chlamydomonas 111.
Chlorophyceae 104.
Chlorzinkjodlösung 52.
Choleravibrionen 70.
Choanoflagellata 134.
Chondrus 122.
Chromalaun 43.
Chromatinkörner 66.
Chromatische Aberration 10.
Chromatium 73, 74.
Okeni 68, 74, 176.
Chromatophoren 99, 129.
Chromogene Spaltpilze 68.
Chromulina 132.
Chromulina Rosanoffii 135, 177.
Chroococcoideae 85.
Chroococcus 86.
» turgidus 86.
Ciliata 124, 139.
Cirren 141.
Cladomonas 133.
Cladophora 58, 117.
» fracta 117, 177.
Cladophoraceae 114, 117.
Cladothrix 78.
» dichotoma 79, 177.
Clastidium setigerum 86.
Clathrocystis aeruginosa 86.
Chitinskelette 174.

Dactylococcus infusionum 109.
Dallingeria 134.
» Drysdali 134, 177.
Daphnideen 163, 164.
Dauerpräparate, Herstellung der 42.
Dauersporen 83.
Deckgläser 22.
Deckgläserdicke, Bestimmung der 23.
Dendrocometes 157.
Desmidiaceae 100.
Desmidium 103.
Desmobacteriaceae 77.
Diaphragma 28.
Diatomeen 90.
» -Kulturflüssigkeit 48.
Diatoma vulgare 93, 178.
Dictyosphaerium Ehrenbergianum 110.
Difflugia 126.
» pyriformis 128.
Dileptus 147.
» cygnus 145.
Dimastigamoeba longicauda 131.
Dimorpha 132.
Dinobryon 132.
» utriculus 130.
Dinoflagellaten 89, 134.
Diplophrys 126.
Distomum hepaticum 101.
» pulmonale 161.
Docidium bacculum 102.
Dorylaimus stagnalis 159.
Drosera 58.

Echte Lagerpflanzen 104.
Einstellung des Mikroskopes 20.
Eisenbakterien 69, 80, 179.
Eisenhydrat 67, 178.
Eisenlack 47, 54.
Eisenoxydhydrat 178.
Eisenoxydul 178.
Eiterbakterien 70.
Eizelle 106.
Ektoplasma 124, 140.
Elodea 59.
Embryoschalen 36.
Enchelys 146.
» silesiaca 151.
Endknoten 91.
Endogene Sporen 83.
Endoplasma 124.
Enteromorpha 114.
» intestinalis 114.
Enzyme 68.
Epistylis 150.
» leucoa 145.
Epithelien 169, 175.
Epithemia 97.
» gibba 97, 178.
» sorex 97, 178.
» turgida 97, 176.
» zebra 97, 178.
Euastrum didelta 103.
Eudorina 111.
» elegans 111.
Euglena 133, 135.
» olivacea 135, 176.
» spirogyra 135, 177.
» velata 135, 176.
» viridis 135, 176.
Euglenopsis 133.
» vorax 135, 177.
Euglypha 125, 127.
Eumyceten 121.
Eunotia Arcus 94.
Euplotes 149.
» Charon 155, 176.
» patella 155, 176.
Euthallophyta 104.

Fadenalgen 113.
Fäkalienabwässer 175.
Federbart 167.
Federnreste 167.
Feuchte Kammer 40.
Flachs 166.
Flagellata 124, 129.
Fleischfasern 168.
Flohkrebse 162.
Florideen 122.
Filaria 159, 165.
» medinensis 165.
» uncinata 165.
Fontinalis antipyretica 58.
Fragmentation 105.
Fragillaria virescens 93, 178.
Fragillarioideae 93.
Frustel 90.
Fucus 122.
Fungi 119.
Fusisporium moschatum 122.

Gallertkokken 71.
Gallertschraubel 75.
Gallionella 64, 78.
» ferruginea 72, 79, 179.
Gameten 105.
Gammarus pulex 162.
Gastrotrichen
Geißelinge 129.
Gemüsereste 166.
Gigartina 122.
Gips 64.
Glaucoma 147.
» scintillans 153, 177.
Glaucothrix 78.
Glimmerschüppchen 64.
Gloeocapsa polydermatica 85.
Gloeotricha natans 89.
Glyzeringelatine 52.
Gomphonema 95.
» acuminatum 95, 176.
» constrictum 96, 176.
» olivaceum 96, 178.
Gonium 111.
» pectorale 111.
Grenzzellen 82.
Gromia 126.
Grubenkopfbandwurm 161.
Grünalgen 104.
Gummilösung 53.
Guineawurm 164.
Gymnostomata 146.

Haare 167, 175.
Halteria 148.
» grandinella 154, 178.
Hanffasern 166, 175.
Hantschia 98.
Hapalosiphon 88.
» pumillus 88.
Harnstoffgährung 69.
Hefepilze 121.
Heißwasserfilter 52.
Heliozoa 124, 128.
Herstellung der Präparate 37.
Heterotricha 153.
Heterocysten 82.
Hexamitus 134.
» inflatus 138, 178.
Holophrya 146.
» discolor 145.
Homogene Immersion 27.
Hormogonien 82.
Huyghensche Okulare 28.
Hüpferlinge 163.
Hyalodiscus 125, 127.
» guttula 125, 177.
» limax 125, 177.
Hyalosphenia lata 128.
Hydrachnideae 165.
Hydrodictyon 111.
» utriculatum 111.
Hydrophantes ruber 165.
Hyphen 120.
Hypotricha 154, 149.

Ichthydea 159.
Immersion 26.
Infusoria 124, 128.
Insektivoren 58.
Irisblende 17.
Irländisches Moos 122.
Isoëtes 59.
Isopoden 162.

Jochalgen 98.

Kaffeesatz 166, 168, 175.
Kalziumkarbonat 64.
Kalziumsulfat 64.
Kalziumoxalat 170.
Kammer, feuchte 40.
Kanadabalsam 53.
Karminaufschwemmung 53.
Kartoffelschalen 166, 167, 175.
Kartoffelstärke 167, 175.
Katharobien 55, 175.
Kettenkokken 71.
Kieselalgen 90.
Kieselsäure 63.
Kohlensaurer Kalk 64, 170, 175.
Kohlepartikelchen 175.
Kokainlösung 53.
Kokken 72.
Kommabazillus 76.
Kompositum 9.
Kondensoren 17.
Konjugation 100.
Kontraktile Vakuolen 129, 142.
Kopulation 100, 106.
Korkpartikelchen 169, 170.
Knopsche Nährlösung 35.
Krebstiere 162.
Krustacea 162.
Kugelbakterien 71.
Kulturflüssigkeit für Diatomeen 47.
Kupferoxydammoniak 18, 52.

Lackringmaschine 46.
Lacrymaria 146.
» olor 145.
Lagenophrys 150.
» longicollis 145.
Laminaria 122.
Lamprocystis roseopersicina 72, 176.
Lampropedia 71, 72.
Lampropedia hyalina 67, 72, 176.
» rosea 67, 72.
Lampropedia ochracea 72.
Leberegel 161.
Leguminosenstärke 167.
Lehmpartikelchen 63, 178.
Leinenfasern 166.
Lemanea 123.
» torulosa 123.
Lemna 59.
Leptomitus lacteus 120, 176.
Leptothrix 64, 78, 79.
» ochracea 79, 179.
» parasitica 79, 72.
Leuconostoc mesenterioides 72.
Lieberkühnia 126.
Lionotus 147.
Lionotus fasciola 151, 178.

Loxodes 147.
Lugolsche Lösung 53.
Lyngbaea 86.

Macrobiotus macronyx 165.
» Huffelandii 165.
Marsilia 59.
Maskenlack 47, 53.
Mastigamoeba 132.
» verrucosa 130.
Mastigophora 124, 129.
Matrize 43.
Makronucleus 142.
Melosira varians 93, 178.
Membranellen 142.
Menoidium 133.
» pellucidum 136.
Meridion circulare 93, 178.
Merismopedia 86.
» glauca 86.
Mesocarpaceae 100, 104.
Mesotaenium Endlicherianum 101.
Mesosaprobien 55.
Messen der Präparate 32.
Meteorpapier 117.
Micrasterias Crux Melitensis 103.
Micrococcus 72, 73.
» phosphorescens 73.
» pyogenes 73.
» ruber 73.
» ureae 73.
Microgromia 126.
Microcoleus palludosus 86.
Microspira Comma 76.
Mikrometerokular 32.
Mikronucleus 142.
Mikroskop 7.
Mikroskopierlampen 18, 19.
Milben 165.
Mischococcus 110.
Mischococcus confervicola 100.
Molekularbewegung 68.
Monas 132.
Monas guttula 131, 177.
Monostroma bullosum 114.
Monotropa 58.
Moschuspilz 122.
Mougeottia genuflexa 104.
Muschelkrebse 163, 164.
Muskelfasern 175.
Mycelium 120.
Mycoideae 113.
Myconostoc 75, 176.
Myconostoc gregarium 76, 176.
Myriophyllum 59.

Nadelholzfasern 168.
Nais 159.
Nassula 147.
» elegans 140.
» ornata 145.
Navicula 94.
Brébissonii 95, 176.
» cuspidata 95, 177.
» mesolepta 95, 178.
» viridis 95, 176.
Naviculoideae 94.
Nebela 127.
Nematoden 159.
Neottia 58.
Nitella 119.
Nitratbakterien 69.
Nitrifikation des Bodens 69.
Nitritbakterien 69.
Nitzschia 97.
» acicularis 98, 176.
» amphioxys 98, 176.
» communis 98, 176.
» linearis 98, 178.
» sigmoidea 98, 176.
Nitzschiella 98.
Nostoc verrucosum 88.
Nostocaceae 85, 88.

Objektmarkierer 48.
Objektive 26.
Objektträger 22.
Ocker 64.
Oedogoniaceae 114, 116.
Oedogonium 117.
» capillare 117.
Oikomonas 131. 132.
» mutabilis 131.
» Termo 131, 176.
Oligotricha 148, 154.
Oogonium 106.
Oospore 106.
Okulare 26.
Objektträger nach Klercker 41.
Oligosaprobien 55, 177.

Opalina 141.
Ophrydium 150.
Oscillaria Oscillatoria.
Oscillatoria 58, 86.
» Fröhlichii 87, 176.
» membranacea 87, 176.
» princeps 87, 178.
» tenerrima 87, 176.
» tenuis 87, 176.
Oscillatoriaceae 85.
Ostracoda 163, 164.
Organisierte Körper 65.
Orobanche 58.
Oxalsaurer Kalk 170.
Oxytricha 149.
» pellionella 155, 177.
» fallax 155, 177.

Paketkokken 71.
Palissadenwurm 160.
Palmellenstadium 105.
Pandorina 111.
» morum 111.
Papierreste 166.
Paramaecium 152.
» aurelia 152, 177.
» bursaria 152, 177.
» caudatum 152, 177.
» putrinum 152, 177.
Parasiten 68, 119.
Pathogene Bakterien 70.
Pediastrum 110.
» Boryanum 110, 178.
» tetras 110, 178.
Pelomyxa 127.
Pellicula 128, 139.
Penium digitus 101.
Peranema 133.
» trichophorum 136, 177.
Peridineae 89.
Peridineen 89.
Peridinin 89.
Peridinium tabulatum 90.
Peristoma 141.
Peritricha 150, 156.
Pflanzliche Bewohner 65.
Pfriemenschwanz 162.
Phacus 133.
» pleuronectes 129.
Phaeophyceae 122
Palansterium 134.
» digitatum 130.
Phormidium subfuscum 87.
Phosph. Ammon-Magnesia 171, 175.
Phycochromaceae 82.
Phycoërythrin 122.
Phycomyceten 120.
Phycophaeïn 122.
Phyllopoden 163, 164.
Phyllomitus 133.
» amylophagus 137, 167, 177.
Pilze 119.
Pillularia 59.
Pinullaria 95.
Plakopus 127.
Plectonema tomasinianum 88.
Pleurococcus vulgaris 108.
Pleurococcaceae 108.
Pleuromonas jaculans 137, 178.
Pleurosigma 95.
» acuminatum 95, 177.
» attenuatum 95, 177.
Pleurotaenium nodulosum 102, 178.
Podophrya 157.
» fixa 157, 177.
» infusionum 157, 177.
Polyedrium enorme 109.
Polysaprobien 55, 176.
Polytoma uvella 137, 177.
Potamogeton 59.
Prasiola 114.
» crispa 114.
Präparatenkästchen 50.
Präparatenmappen 50.
Präpariervorrichtung 37.
Protamoeba 127.
Protococcaceae 108, 110.
Protococcus infusionum 110.
» viridis 110.
Protozoen 123.
Prüfungsobjekte 46.
Pseudodifflugia 126.
Pseudomonas 75.
» pyocyaneus 75.
» syncyaneus 75.
Pseudopodien 124.
Psichohormium 116, 179.
Pyrenoide 99.
Pyxicola 150.

Pyxicola affinis 142, 152.
Pyxidicula 126.

Quadrula 127.
» symmetrica 128.

Radiolaria 124.
Rattenhaare 167, 174.
Rädertierchen 158.
Reagentien 52.
Reinigung des Mikroskopes 25.
Rhabdochromatium roseum 67, 74.
Rhaphe 91.
Rhaphidium polymorphum 109, 178.
Rhiphidodendron 130, 133.
Rhizoclonium 117.
» fontinale 117.
Rhizopoda 124.
Rhodophyceae 122.
Rhoicosphenia curvata 96, 178.
Riccia fluitans 58.
» natans 58.
Ringelkrebse 162.
Rivularia pisum 89.
Rivulariaceae 85, 88.
Rotalgen 122.
Rotatorien 158.
Rote Wasserblüte 72.
Rotifer vulgaris 158.
Ruderfüßer 162.
Rundfadenwürmer 159.

Saccharomycetes 121.
Salpingoeca 134.
» fusiformis 130.
Salvinia natans 59.
Sandpartikelchen 63.
Saprobien 53, 55.
Saprolegnia 120.
» dioica 120.
» Thureti 120, 177.
Saprophyten 68, 119.
Sarcina 71, 72.
» palludosa 72, 177.
» rosea 72.
Sarcodina 124.
Sargassum 122.
Sauginfusorien 157.
Scalprum 95.
Scenedesmus obliquus 109, 178.
» quadricauda 109, 178.
Sciadium arbuscula 110.
Sclerostomum equinum 160.
Scytonema natans 88.
Scytonemaceae 85, 88.
Scheibenblenden 22.
Scheidenbakterien 71.
Schiefe Beleuchtung 17.
Schizochlamys gelatinosa 109.
Schizomycetes 65.
Schizophyceae 82.
Schizophyta 65.
Schlauchalgen 117.
Schmetterlingschuppen 174.
Schraubenbakterien 71.
Schwärmsporen 105.
Schusterkugel 18.
Schutzleisten 49.
Schwefelbakterien 66, 69, 71, 180.
Schwefeleisen 64.
Schwefelfaden, weißer 78.
Schwefelsaurer Kalk 64.
Schwefelpilze 180.
Schwefeltönnchen 74.
Sedimentierkelche 51.
Seide 166, 167, 175.
Selbstreinigung des Wassers 53.
Selenastrum bibraianum 109.
Selenosporium aquaeductuum 122.
Serpentinaria 104.
Siegellack 169, 170.
Siphoneae 117.
Siphoneen 118.
Simplex 8.
Sonnentierchen 124, 128.
Spaltalgen 82.
Spaltpflanzen 65.
Spaltpilze 65.
Spathidium 146.
» hyalinum 151, 178.
Spermatozoid 106.
Sphaerella 111.
» nivalis 111.
» pluvialis 111.
Sphärische Aberration 10.
Sphaerophrya 157.
Sphaeropleaceae 114.
Sphaerotilus 78.
» natans 78, 177.
Sphaerozosma vertebratum 103.
Spiralfädchen 76.

Spirillaceae 71, 75.
Spirillum 76.
» Cholerae 76.
sanguineum 67, 77.
serpens 77, 177.
rufum 77, 177.
» Rugula 76, 177.
» tenue 67, 76, 177.
» undula 77, 177.
» volutans 77, 177.
Spirochaete 68, 76, 77.
» plicatilis 77, 177.
Spirogyra 58, 104.
» crassa 104, 177.
» gracilis 104, 177.
» nitida 104, 177.
» porticalis 104, 177.
Spirostomum 148.
ambiguum 148.
Spirotaenia condensata 101.
Spirulina 87.
Jenneri 88, 177.
oscillarioides 88, 177.
Sporen, endogene 83.
Spulwurm 161.
Stabapparat 142.
Staurastrum cuspidatum 102.
Stauroneis Phoenicocentron 94, 178.
Stauroptera 95.
Stärkekörner 166, 167, 175.
Stentor 148.
» polymorphus 145.
Stephanosphaera 111.
» pluvialis 111.
Stigeoclonium tenue 116, 178.
Stiftfläschchen 51.
Stigma 130.
Stigonema ocellatum 88.
Stigonemaceae 85, 88.
Strahlinge 124.
Streptococcus 71.
» mesenterioides 67, 72.
» roseus 67, 72.
Strohreste 166, 168.
Strombidium 148.
» adhaerens 154.
» Chlaparedii 145.
» sulcatum 154, 178.
Strongylus 159.
Sublimatlösung 53.
Suctoria 124, 157.
Sumpfbakterium 78.
Surirelloideae 98.
Synedra 93, 177.
Synura 133.
» uvella 130.
Stylonichia 149.
» mytilus 143, 144, 155, 177

Tabellaria flocculosa 93, 178.
Taenia solium 161.
mediocanellata 161.
» saginata 162.
Tafelkokken 71.
Tafners Präpariervorrichtung 37.
Thiopedia rosea 73.
Tardigrada 165.
Tastborsten 142.
Tauchsysteme 26.
Thiodictyon 73, 74.
» elegans 67, 74.
Thiopolycoccus ruber 73.
Thiothrix 78, 79, 82.
Thiothrix nivea 67.
Testobjekte 46.
Tetramitus 134.
» rostratus 137, 177.
Tetraspora lubrica 109.
Tetrasporaceae 108, 109.
Tetrasporen 122.
Tonpartikelchen 63.
Toxine 68.
Trachelomonas 133.
» volvocina 136, 178.
Trepomonas 134.
» agilis 138, 178.
» rotans 138, 177.
Trichiten 142.
Trichocysten 139.
Trichocephalus dispar 160.
Trichodina pediculus 145.
Trigonomonas 134.
» compressa 138, 177.
Tripelphosphat 171.
Trockenobjektive 26.
Tropffläschchen 51.
Tusche, Chinesische 52.
Typhusbazillen 70.

Ulothrix 114.
» subtilis 115, 178
» zonata 114, 178.
Ulotrichaceae 113, 114.
Ultramarin 170, 175.
Ulvaceae 113, 114.
Urplasma 66.
Uroglena 132.
Uroleptus 149.
Uroleptus musculus 154, 177.
Urostyla 149.
» multipes 154, 177.
» Weissii 154.
Urotricha 146.
» farcta 151, 177.
Urtiere 23.
Utricularia 58.

Vakuolen, kontraktile 129, 142.
Valisneria 59.
Vaucheria 118.
Vergrößerungstabelle 21.
Vermes 159.
Volvox aureus 111.
» globator 111, 112.
Volvocaceae 111
Volvocineae 111
Vorticella 150.
» convallaria 156, 177.
» microstoma 156, 177.

Wachsfüßchen 39.
Waschblau 170.
Wasserassel 162.
Wasserblüte 83.
» rote 72.
Wasserfaden 78.
Wasserflöhe 163.
Wasserimmersion 27.
Wassernetz 111.
Wasserschraubel 76.
Weißer Schwefelfaden 78.
Weizenstärke 167.
Wimperinfusorien 139.
Wolle 166, 167, 175.
Wurzelfüßler 124.
Würmer 159.

Zedernholzöl 53.
Zeichnen 29.
Zeichenapparat 29.
Zellteilung 105.
Zellulose 166, 168, 175.
Zentrifuge 50.
Zoochlorellen 142.
Zoogloëa 66.
Zoosporen 105.
Zoothamnium 150.
Zygnemaceae 100, 103.
Zygnema stellinum 103, 178.
Zygophyta 89.
Zygote 106.
Zygospore 100.
Zylinderblenden 22.
Zymogene Spaltpilze.

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

WELLCOME
LIBRARY
INSTITUTE

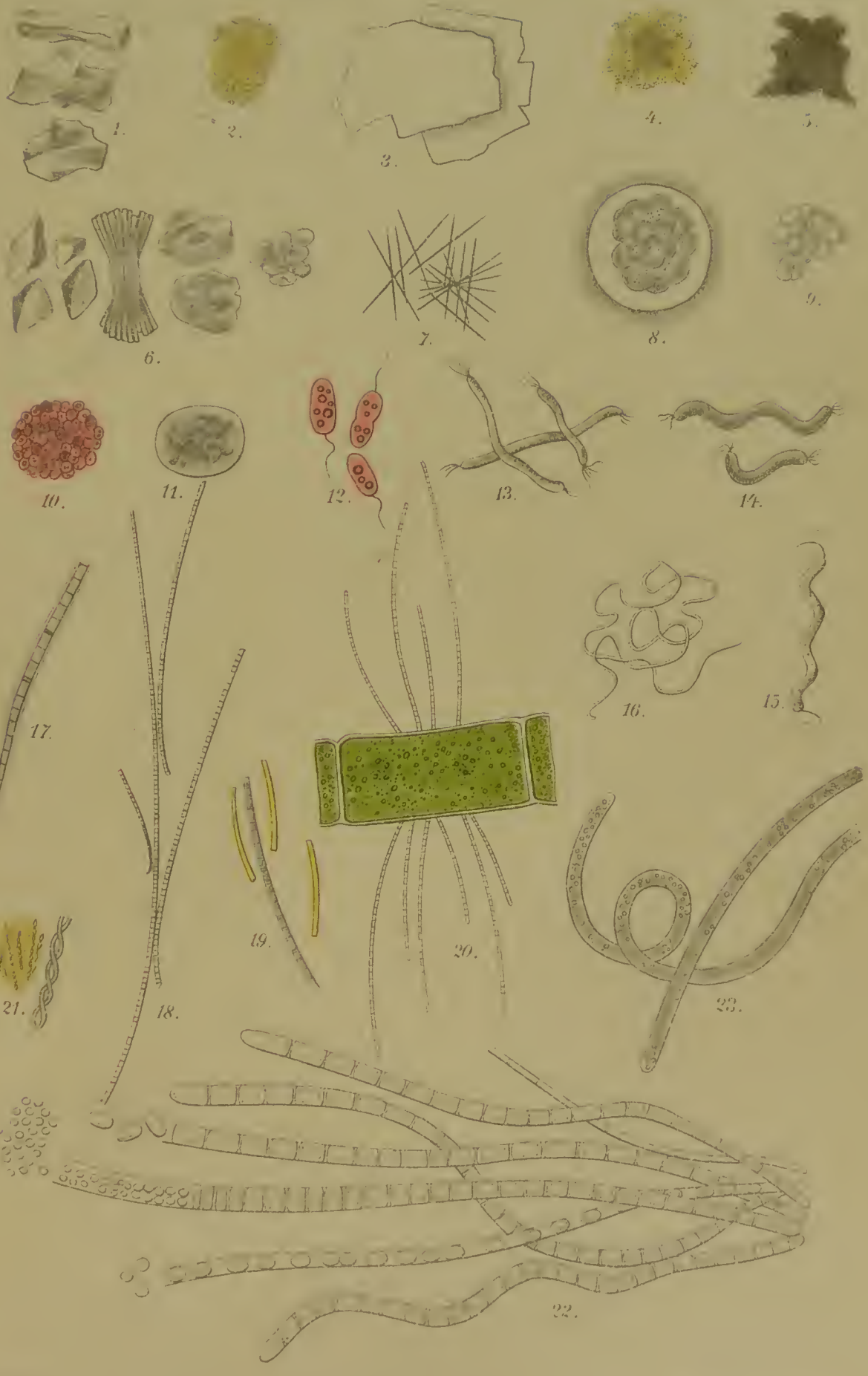
DRUCK VON LEOP. KARAFIAT & KUCHARZ IN BRÜNN

Tafel I.

Tafel I.

1. **Kieselsäure,** Original 300×
2. **Lehmpartikelchen,** Original 300×
3. **Glimmerschüppchen,** Original 300×
4. **Eisenhydrat,** Original 300×
5. **Schwefeleisen,** Original 300×
6. **Kohlensaurer Kalk,** teils amorph, teils in undeutlichen Kristallen. Original 300×
7. **Schwefelsaurer Kalk,** Original 300×
8. **Ascococcus Billrothii Cohn,** nach Cohn 350×
9. **Sarcina palludosa Schröt.,** Original 1000×
10. **Lamprocystis roseopersicina Schröt.,** Jugendstadium. Original 1000×
11. **Myconostoc gregarium Cohn,** nach Cohn 600×
12. **Chromatium (Monas) Okeni Perty.** Ein Individuum in Teilung begriffen. Original 460×
13. **Spirillum serpens Winter,** Geißelfärbungspräparat; nach Mez 1000×
14. „ **undula Ehrbg.,** Geißelfärbungspräparat; nach Migula 1000×
15. „ **volutans Ehrbg.,** Geißelfärbungspräparat; nach Cohn 650×
16. **Spirochaete plicatilis Ehrbg.,** Original 1000×
17. **Sphaerotilus natans Kg.** Ein Teil des Fadens; nach Kirchner 600×
18. **Cladothrix dichotoma Cohn,** Original 460×
19. **Leptothrix ochracea Kg.,** in der Mitte ein septierter Faden, daneben drei durch Eisenoxydhydrat inkrustierte Bruchstücke eines solchen. Original 660×
20. **Leptothrix parasitica Kg.,** an einem Algenfaden festsitzend. Original 660×
21. **Gallionella ferruginea Ehrbg.,** Original, links 460×, rechts 1000×
22. **Crenothrix polyspora Cohn,** in verschiedenen Entwicklungsstadien; nach Zopf 1000×
23. **Beggiatoa alba Trevis,** Original 600×

Fig. 8 und 15 aus Kirchner.



J. Šafář, Wien.

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE. W.

Tafel II.

Tafel II.

1. **Chroococcus turgidus Naeg.,** Original 460×
2. **Oscillaria membranacea Mez,** Original 800×
3. „ **tenerrima Kg.,** Original 460×
4. „ **tenuis Ag.,** nach Cooke 460×
5. „ **princeps Wauch.,** Original 460×
6. „ **Fröhlichii Kg.,** Original 460×
7. **Spirullina Jenneri Kg.,** *a*) nach Kirchner 300×, *b*) ein langer ineinander gewundener Faden; nach Cooke 400×
8. **Spirullina oscillarioides Turp.,** nach Cooke 400×
9. **Anabaena macrosperma Hansg.,** *h* = Heterocysten. Original 460×
10. „ **flos aquae Ralfs,** *h* = Heterocysten; nach Kirchner 260×
11. **Melosira varians Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
12. **Tabellaria flocculosa Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
13. **Meridion circulare Ag.,** *a* = ein Teil des Cönobiums, *b* = Schalenseite, *c*) Gürtelseite; nach van Heurck.
14. **Diatoma vulgare Bory,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
15. **Fragillaria virescens Ralfs,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
16. **Synedra ulna Ehrbg.,** *a* = Gürtelseite, *b* = Schalenseite. Original 300×
17. **Eunotia Arcus Rabh.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite; nach van Heurck.
18. **Ceratoneis Arcus Kg.,** nach van Heurck.
19. **Achnanthes minutissima Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite; nach Kirchner 390×
20. **Cocconeis communis Heib.,** *a* = obere Schalenseite, *b* = untere Schalenseite, *c* = Seitenansicht. Original 460×
21. **Stauroneis Phoenicocentron Ehrbg.,** Schalenseite. Original 300×
22. **Navicula (Pinularia) viridis Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×

Sämtliche Diatomeen sind nach ausgeglühten Präparaten gezeichnet, daher inhaltlos.

Anmerkung: Fig. 2 und 4 sollten mehr bläulich gefärbt sein;
Fig. 10 soll wie Figur 9 blaugrün gefärbt sein.

Verlag von J. Safář, Wien

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Tafel III.

Tafel III.

1. **Navicula Brébissonii Kg.,** Schalenseite, Original 460×
2. „ **mesolepta Ehrbg.,** Schalenseite, Original 300×
3. „ **cuspidata Kg.,** Schalenseite, Original 300×
4. **Pleurosigma attenuatum Sm.,** Schalenseite, Original 300×
5. „ **acuminatum Grun.,** Schalenseite, Original 300×
6. **Gomphonema acuminatum Ehrbg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
7. „ **constrictum Ehrbg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
8. „ **olivaceum Ehrbg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
9. **Rhoicosphenia curvata Grun.,** *a* = untere und obere Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
10. **Cymbella Ehrenbergii Kg.,** Schalenseite, Original 300.
11. „ **Cistula Kirchn.,** Schalenseite; nach van Heurck.
12. **Amphora ovalis,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 460×
13. **Epithemia turgida Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
14. „ **sorex Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 460×
15. „ **gibba Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
16. „ **Zebra Kg.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
17. **Nitzschia acicularis Sm.,** Schalenseite, Original 300×
18. „ **sigmoidea Sm.,** Schalenseite, Original 300×
19. „ **linearis Sm.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
20. „ **communis Rabh.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
21. „ **(Hantschia) amphioxys Grun.,** Schalenseite, Original 460×
22. **Cymatopleura Solea Bréb.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite. Original 300×
23. „ **elliptica Bréb.,** Schalenseite, Original 300×
24. **Suriraya ovalis Bréb.,** *a* = Schalenseite, *b* = Gürtelseite; nach van Heurck.

(Sämtliche Diatomeen sind nach ausgeglühten Präparaten gezeichnet, daher inhaltlos.)

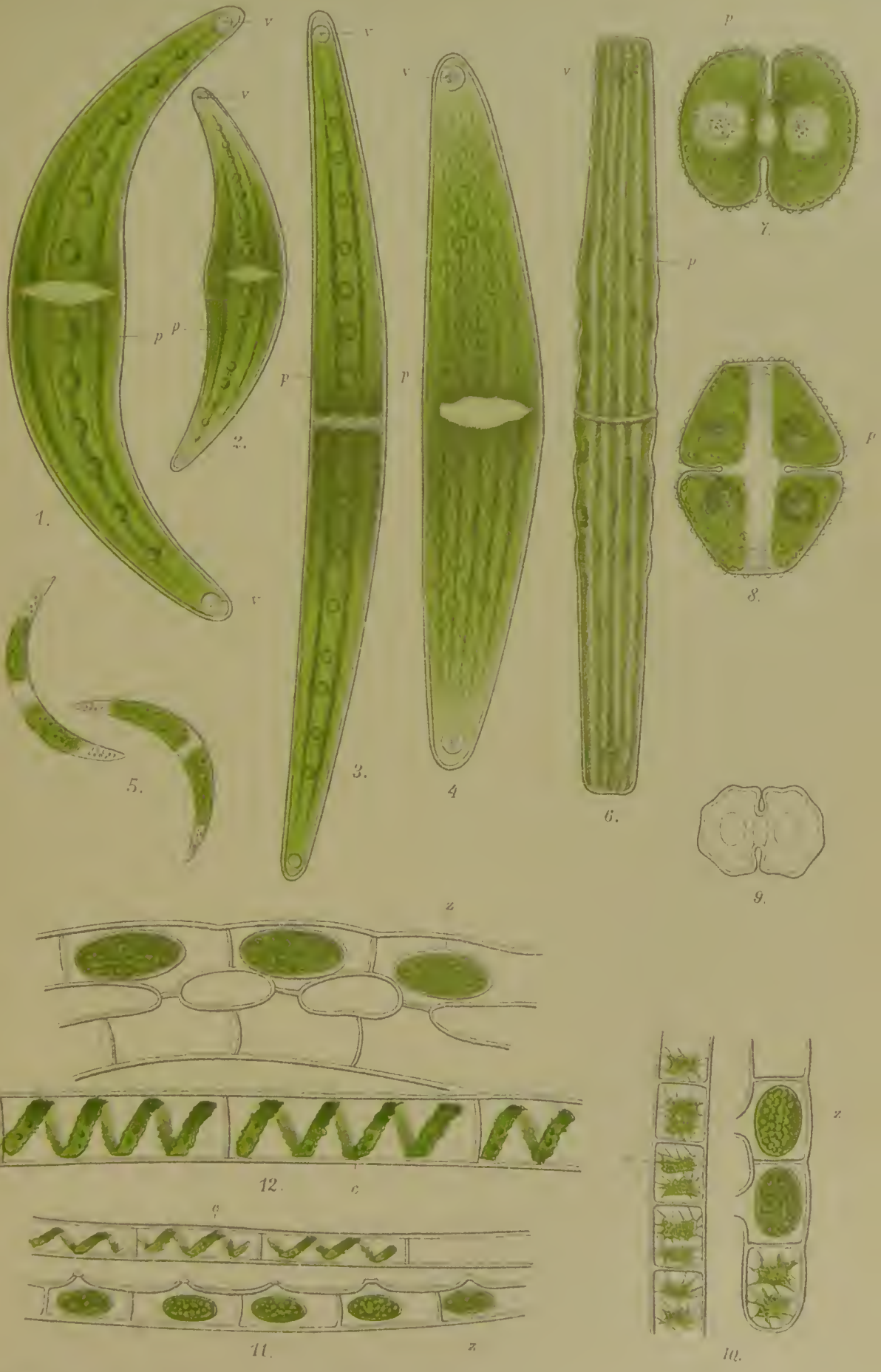
1.
2.
3.
4.
5.
6.
7.
8.
9.
10.
11.
12.
13.
14.
15.
16
17.
18.
19.
20.
21.
22.
23.
24.
a
b

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Tafel IV.

Tafel IV.

1. **Closterium moniliferum Ehrbg.,** *v* = Vakuolen, *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
2. „ **Leibleini Kg.,** *v* = Vakuole, *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
3. „ **acerosum Ehrbg.,** *v* = Vakuole, *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
4. „ **Lunula Ehrbg.,** *v* = Vakuole, *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
5. „ **parvulum Naeg.,** Original 300×
6. **Pleurotaenium nodulosum D. By.,** *v* = Vakuole, *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
7. **Cosmarium margaritiferum Menegh.,** *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
8. „ **Botrytis Menegh.,** *p* = Pyrenoid; nach Delponte.
9. „ **Meneghini Bréb.,** leere Zelle; nach Delponte.
10. **Zygnema stellinum Ag.,** links ein vegetativer Faden mit Chromatophoren *c*, rechts ein Teil des Fadens mit gebildeten Zygosporen *z*; nach Kützing 300×
11. **Spirogyra gracilis Kg.,** oben ein vegetativer Faden mit Chromatophoren *c*, unten mit gebildeten Zygosporen *z*; nach Petit 200×
12. **Spirogyra porticalis Cléve.,** oben zwei Fäden nach vollendeter Kopulation, *z* = Zygospore, unten ein vegetativer Faden mit Chromatophoren *c*.



Verlag von J. Šafář, Wien

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Tafel V.

Tafel V.

1. **Spirogyra nitida Lk.** Oben ein Faden mit Zygospore (*z*), unten ein vegetativer Faden mit Chromatophoren (*c*) und in diesen gelagerten Pyrenoiden (*p*), *z* = Zellkern; nach Petit 200×

2. **Spirogyra crassa Kg.** Ein Stück des Fadens mit Chromatophoren, *p* = Pyrenoid, *z* = Zellkern; nach Petit 200×

3. **Mougeottia genuflexa Ag.** Zwei knieförmig gebogene Fäden im Beginne der Kopulation; nach Kützing 300×

4. **Scenedesmus quadricauda Bréb.** Ein 2-, 4- und 6zelliges Cönobium. Original 500×.

5. **Scenedesmus obliquus Kg.,** Original 500×

6. **Rhaphidium polymorphum Fres.,** Original 500×

7. **Pediastrum Boryanum Men.,** Original 500×

8. „ **tetras Ralfs.** Ein 4- und ein 8zelliges Cönobium. Original 500×

9. **Ulothrix zonata Kg.** mit Schwärmsporen- und Gametenbildung. *a* = vegetative Zellen, *b* = beginnende Zoosporenbildung, *c* = Zoosporen, *d* = entleerte Zellen, *e* = Gametenbildung 250×, *z* = freie Zoospore 500×; nach Dodel Port.

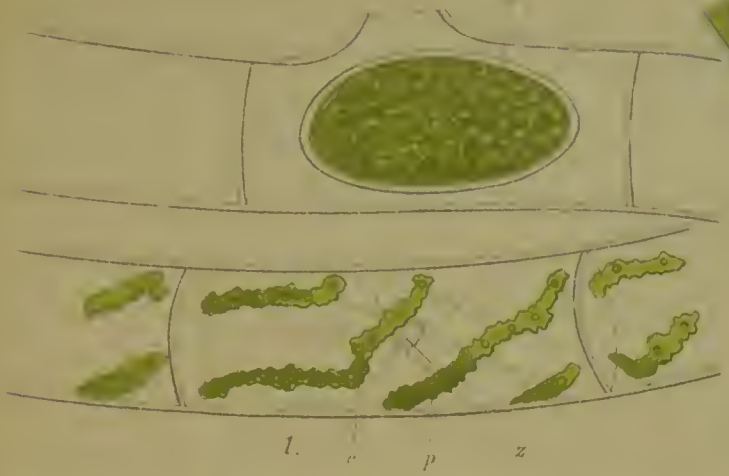
10. **Ulothrix subtilis Kg.,** Original 500×

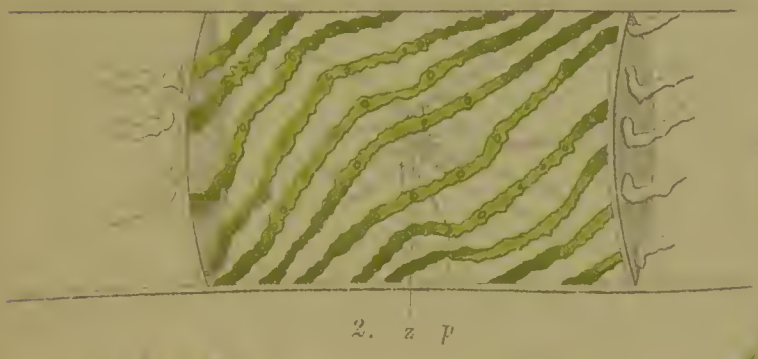
11. **Conferva tenerrima Kg.,** Original 500×

12. „ **bombycina Kg.,** nach Cooke 400×

13. **Chaetophora elegans Ag.,** nach Cooke 400×

14. **Stigeoclonium tenue Kg.,** nach Cooke 400×





Verlag von J. Šafář, Wien.

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Tafel VI.

Tafel VI.

1. **Cladophora fracta Kg.,** nach Cooke 300×

2. **Saprolegnia Thureti D. By.,** *a* = Zoosporangium vor, und *b* = während der Entleerung der Zoosporen *z*, *c* = Oogonium; nach Thuret 200×

3. **Achlya prolifera Nees.,** Zoosporangien mit fertig gebildeten Zoosporen; nach de Bary 200×

4. **Leptomitus lacteus Ag.** *c* = Zellulinkörner; nach Pringsheim 300×

5. „ „ „ Sporangium kurz vor der Ausbildung der Schwärmsporen; nach Kolkwitz 550×

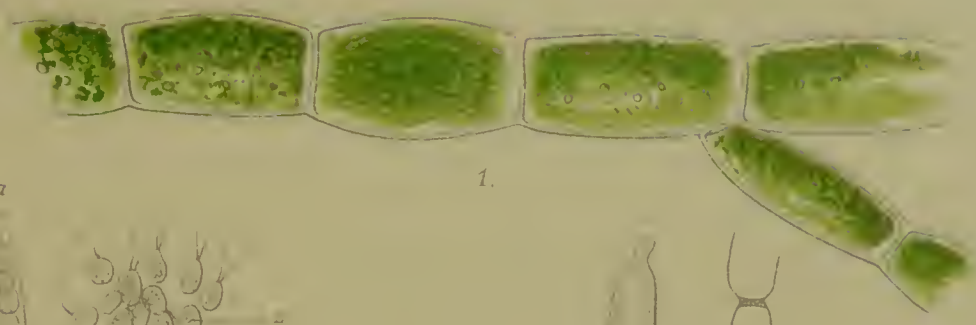
6. **Leptomitus lacteus Ag.,** Sporangium mit zahlreichen Sporen; nach Kolkwitz 43.

7. **Selenosporium aqaeductuum Rbh. u. Radlkofer,** *sp.* = Sporen.

8. Verschiedene **Hefepilze,** *v* = Vakuolen. Original 460×

9. **Mycelium** eines Pilzes aus dem Wasser. Original 460×

Fig. 2 aus Wettstein, 4 und 7 aus Kirchner.



1.

Verlag v. J. Šafář, Wien

BURLINGTON HOUSE. W.

Tafel VII.

Tafel VII.

1. **Amoeba verrucosa Ehrbg.**, nach Mez 200×
2. **Hyalodiscus limax Duj.**, nach Auerbach 300×
3. „ **guttula Duj.**, nach Auerbach 300×
4. **Arcella,** leere Schale von oben. Original 250×
5. **Euglypha,** leere Schale von der Seite. Original 300×
6. **Actinophrys sol Ehrbg.**, nach Grenacher 450×
7. **Dimastigamoeba longicauda Duj.**, nach Stein 440×
8. **Cercomonas crassicauda Duj.**, nach Stein 600×
9. **Oikomonas Termo Ehrbg.**, nach Stein 440×
10. „ **mutabilis Kt.**, nach Kent 800×
11. **Monas guttula Ehrbg.**, nach Kent 600×
12. **Anthophysa vegetans Bory,** *a* = ein Teil der Kolonie nach Lieberkühn 450×, *b* = ein Köpfchen stärker vergrößert; nach Bütschli.
13. **Chromulina Rosanoffii Wor.,** *a* = freischwimmendes Individuum, *b* = Cyste, *c* = eine Cyste in Teilung; nach Voronin 520×
14. **Euglena viridis Ehrbg.,** *rs* = Reservoir des Vakuolensystems, *pam* = Paramylum, *st* = Stigma, *c* = Chromatophoren; nach Klebs 400×
15. **Euglena spirogyra Ehrbg.** *rs* = Stigma. Original 250×
16. **Trachelomonas volvocina Ehrbg.,** *st* = Stigma, *cv* = kontraktile Vakuole; nach Dangeard.
17. **Astasia distorta Duj.,** nach Bütschli 280×
18. **Peranema trichophorum St.,** *St* = Stäbchenapparat; nach Blochmann 450×
19. **Euglenopsis vorax Kl.,** nach Klebs 800×
20. **Menoidium pellucidum Py.,** *pam* = Paramylum nach Stein 300×
21. **Bodo globosus St.** ein Rhaphidium aussaugend; nach Klebs 1000×
22. „ **saltans Ehrbg.** festsitzend; nach Senn 1000×
23. **Phylomitus amylophagus Kl.,** nach Klebs 700×
24. **Pleuromonas jaculans Py.,** nach Tisch 1000×
25. **Polytoma uvella Ehrbg.,** *am* = Stärkekörnchen; nach Stein 520×
26. **Cyathomonas truncata Fres,** nach Bütschli 650×
27. **Tetramitus rostratus Py.,** nach Klebs 1000×
28. **Trigonomonas compressa Kl.** ein Bakterium (*B*) verschluckend; nach Klebs 1000×
29. **Trepomonas rotans Kl.,** nach Klebs 1000×
30. „ **agitis Duj.,** nach Bütschli 650×
31. **Hexamitus inflatus Duj.,** nach Klebs 650×
32. **Dallingeria Drysdali Kt.,** nach Bütschli 2000×
33. **Urotricha farcta Cl. u. L.,** *T* = Tastborste; nach Schewiakoff 700×

---

cv = kontraktile Vakuole, *n* = Kern (nucleus), *N* = Nahrung, *nv* = Nahrungsvakuolen, *ma* = Makronucleus, *mi* = Mikronucleus.

Fig. 1 und 8 aus Mez, 9 aus Kent, 2, 3, 6, 7, 12—14, 17—21, 25—33 aus Blochmann.

Verlag von J. Šafář, W. e.

CHEMIC
BURLINGTON HOUSE, W.

Tafel VIII.

Tafel VIII.

1. **Enchelys silesiaca Mez,** nach Mez 600×
2. **Spathidium hyalinum Duj.,** nach Mez zirka 300×
3. **Lionotus fasciola Ehrbg.,** von der linken Seite; nach Schewiakoff 500×
4. **Chilodon Cucullulus (O. F. M.),** von der Bauchseite, *St* = Stäbchenapparat; nach Blochmann 325×
5. „ **uncinatus Ehrbg.,** von der Bauchseite, *St* = Stäbchenapparat; nach Blochmann 500×
6. **Paramaecium caudatum Ehrbg.,** von der Bauchseite; nach Bütschli 230×
7. „ **Aurelia O. F. Müll.,** nach Kent 200×
8. „ **bursaria Ehrbg.,** nach Lieberkühn 230×
9. „ **putrinum Cl. u. Lachm.,** nach Lang.
10. **Glaucoma scintillans Ehrbg.,** nach Schewiakoff 440×
11. **Colpidium Colpoda Ehrbg.,** etwas schief von der Bauchseite; nach Schewiakoff 440×
12. **Colpoda Cucullus O. F. Müll.,** nach Maupas 300×
13. **Cyclidium glaucoma (O. F. Müll.),** nach Kent 600×
14. **Blepharisma lateritium (Ehrbg.),** nach Stein 230×
15. **Arachnidium sulcatum Cl. u. Lachm.,** nach Mez 300×
16. **Halteria grandinella (O. F. Müll.),** von der Bauchseite; nach Bütschli 400×
17. **Urostyla multipes Cl. u. Lachm.,** nach Claparede 300×
18. **Uroleptus musculus (O. F. Müll.),** nach Stein 150×
19. **Oxytricha pellionella (O. F. Müll.),** nach Sterki 400×
20. „ **fallax Stein,** nach Stein 150×
21. **Stylonichia mytilus (O. F. Müll.),** nach Mez 250×
22. **Euplotes Charon (O. F. Müll.),** *a* = Bauchseite, *b* = Seitenansicht; nach Kent 300×

cv = kontraktile Vakuole, *n* = Kern (Nucleus), *N* = Nahrung, *nv* = Nahrungsvakuolen, *ma* = Makronucleus, *mi* = Mikronucleus.

Fig. 3, 6, 8, 10—12, 14, 18 u. 20 aus Blochmann, 17 u. 19 aus Mez.

Verlag von J. Šafář, Wien

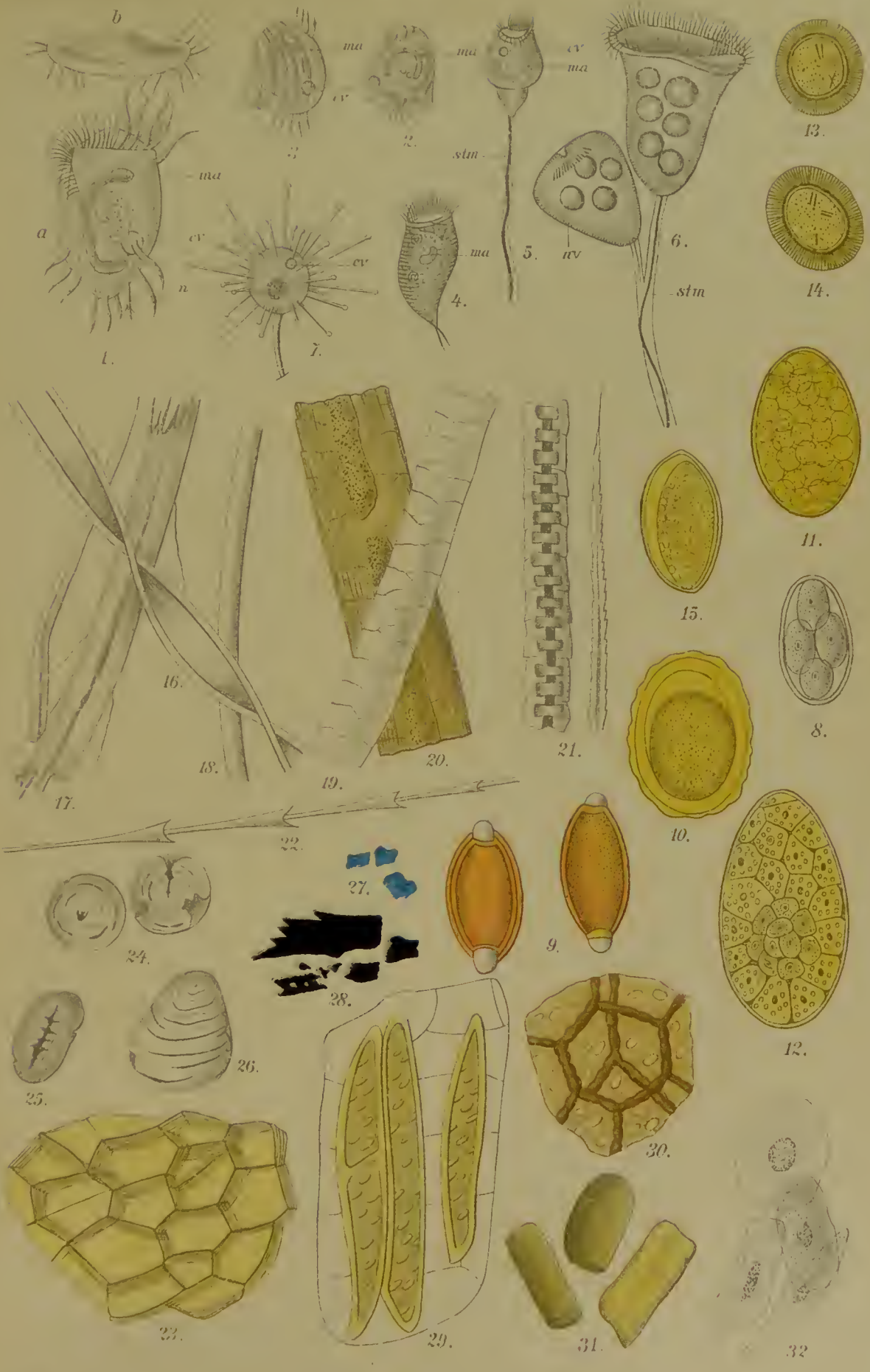
CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Tafel IX.

Tafel IX.

1. **Euplotes Patella Ehrbg.,** *a* = Bauchseite, *b* = Seitenansicht, *ma* = Makronucleus, *cv* = kontraktile Vakuole; nach Kent 200×
2. **Aspidisca lynceus Ehrbg.,** Bauchseite, *ma* = Makronucleus, *cv* = kontraktile Vakuole; nach Stein 250×
3. „ **costata (Duj),** Rückenseite, *ma* = Makronucleus, *cv* = kontraktile Vakuole; nach Stein 300×
4. **Astylozoon fallax Engelm.,** *ma* = Makronucleus; nach Engelmann 150×
5. **Vorticella microstoma Ehrbg.,** *ma* = Makronucleus, *cv* = kontraktile Vakuole, *stm* = Stielmuskel; nach Stein 150×
6. **Carchaesium Lachmani Kt.,** *St* = Stielmuskel; nach Mez 200×
7. **Podophrya fixa (O. F. Müll.),** nach Bütschli 200×
8. **Ein Ei von Anchylostomum duodenale,** nach Leukart 300×
9. **Eier von Trichocephalus dispar,** Original 300×
10. **Ein Ei von Ascaris lumbricoides,** Original 300×
11. **Ein Ei von Botryocephalus latus,** Original 300×
12. **Ein Ei von Distoma hepaticum,** nach Leukart 300×
13. **Ein Ei von Taenia solium,** Original 300×
14. **Ein Ei von Taenia mediocanellata,** Original 300×
15. **Ein Ei von Oxyuris vermicularis,** Original 300×
16. **Baumwolle,** Original 300×
17. **Hanffaser,** Original 300×
18. **Seide,** Original 300×
19. **Wolle.** Original 300×
20. **Menschenhaar,** Original 300×
21. **Rattenhaar,** Original 300×
22. **Federbart,** Original 300×
23. **Ein Stück der Kartoffelschale,** Original 100×
24. **Weizenstärke** (corrodierte Körner), Original 300×
25. **Leguminosenstärke,** Original 300×
26. **Kartoffelstärke,** Original 300×
27. **Ultramarinkörnchen,** Original 300×
28. **Kohlepartikelchen,** Original 300×
29. **Sclereide** aus dem sogenannten **Silberhäutchen** einer Kaffeebohne. Original 200×
30. Partie des **Parenchyms einer Kaffeebohne,** Original 200×
31. Durch Gallenfarbstoff gefärbte **Muskelfasern** aus dem Stuhle. Original 300×
32. **Epithelien,** Original 300×

Fig. 6 nach Mez, 2, 4, 5 u. 7 nach Blochmann.


b
a
ma
cv
n
1.
2.
3.
4.
5.
6.
7.
stm
nv
8.
9.
10.
11.
12.
13.
14.
15.
16.
17.
18.
19.
20.
21.
22.
23.
24.
25.
26.
27.
28.
29.
30.
31.
32.

Šafář, Wien

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

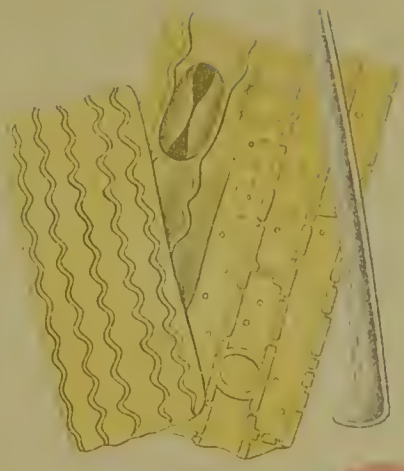
Tafel X.

Tafel X.

1. **Zellulosereste,** Original 300×
2. **Strohreste,** durch Gallenfarbstoff gelb gefärbt. Original 300×
3. **Holzfasern** (Coniferenholz) mit behoften Tüpfeln, von Pilzhyphen durchwachsen. Original 300×
4. Verschiedene **Pilzsporen** und **Pilzhyphen,** Original 300×
5. **Kohlensaurer Kalk,** aus dem Pferdeharne herstammend. Original 300×
6. **Phosphorsaure Ammon-Magnesia,** Original 300×
7. **Siegellacksplitterchen,** Original 300×
8. **Sporen von Ustilago Typhae** (Rohrschilfbrand), Original 300×
9. **Pollenkörner,** Original 300×
10. **Sklerosierte Korkzellen** (aus dem Flaschenkork), Original 300×
11. Parenchymgewebe von **Juncus** (Binse), Original 140×
12. Blattgewebe von **Sphagnum** (Torfmoos), Original 60×
13. Ein Haar aus dem Grundgewebe von **Nuphar** (Teichrose), mit Kalkoxalatkriställchen inkrustiert. Original 100×
14. **Schmetterlingschuppe,** Original 300×
15. Ein Haar von **Ditiscus** (Schwimmkäfer), Original 100×
16. Spitze eines Blättchens von **Nitella flexilis,** Original 300×
17. Eine Borste von **Nais,** Original 300×
18. **Kristalle von Kalziumoxalat,** Original 300×
19. **Pollenkörner von Pinus,** Original 300×
20. Ruderfuß von **Gyrinus natator,** nach Macdonald,
21. Ein aufgerolltes **Spiralgefäß,** Original 300×
22. Ein Bruchstück zweier **Tüpfelgefäße,** Original 300×
23. und 24. **Bruchstücke der Zerealienspelze** aus dem Stuhle (Querzellen, Schlauchzellen und zwei Bruchstücke von Haaren der Weizenfrucht). Original 300×
25. **Ein Stückchen der Aleuronschicht** (von einer Zerealienfrucht) aus dem Stuhle Original 300×
26. **Die sogenannten Becherzellen** einer Leguminosenfrucht (teils beisammen, teils isoliert), aus dem Stuhle. Original 300×

WELLCOME LIBRARY INSTITUTE

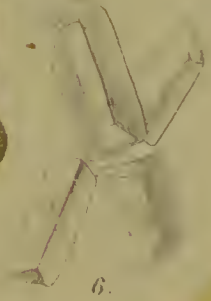
1.


2.

3.

4.

5.


6.

7.

8.

9.

10.

11.

12.

13.

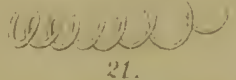
14.

15. 16.

17.

18.

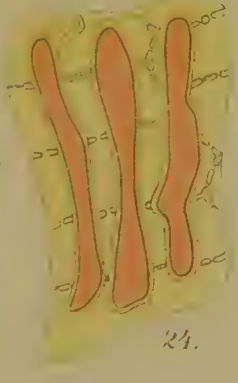
19.

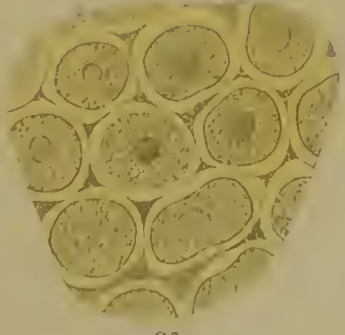

21.

22.

20.

23.


24.


25.

26.

Verlag von J. Šafář, Wien

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

Aus dem chemischen Laboratorium des k. u. k. Militärsanitätskomitee
(Vorstand Generalstabsarzt Prof. Dr. FLORIAN KRATSCHMER).

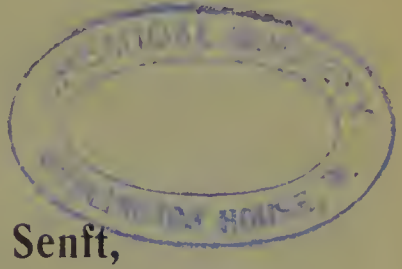
Mikroskopische Untersuchung des Wassers

mit Bezug

auf die in Abwässern und Schmutzwässern

vorkommenden

Mikroorganismen und Verunreinigungen.



Von

Mr. ph. Emanuel Senft,

k. u. k. Militärapotheker.

Mit 180 Figuren in 86 Abbildungen im Texte
und 220 Figuren auf 10 lithographierten Tafeln.

WIEN.
VERLAG VON JOSEF ŠAFÁŘ.
1905.

MEDIZINISCHER VERLAG VON JOSEF ŠAFÁŘ IN WIEN.

Von demselben Verfasser erschienen:

Praktikum
der
HARNANALYSE.
Kurze Anleitung zur Untersuchung des Harnes
nebst den
bei der Harnanalyse angewandten chemisch-physikalischen Methoden.

Mit 45 Abbildungen im Texte und zwei Tafeln.

1903. — Preis K 4.80 = M. 4.—, eleg. gebunden K 6.— = M. 5.—.

Taschenbuch
für
praktische Untersuchungen
der wichtigsten Nahrungs- und Genussmittel.

Nach den von Herrn k. u. k. General-Stabsarzt Prof. Dr. Fl. Kratschmer in der militärärztlichen Applikationsschule gehaltenen Vorträgen

1903. — Preis K 2.— = M. 1.80, eleg. geb., mit Notizpapier und Schreibtafel, K 3.— = M 2.70.

Weiters erschien:

Mikroskopische und mikrochemische
Untersuchung der Harnsedimente.

Von

Dr. Fl. Kratschmer,

k. u. k. Generalstabsarzt, ord. Professor an der k. k. Universität in Wien.

und

Mag. pharm. Em. Senft.

k. u. k. Militär-Medik.-Offizial.

Mit 13 Tafeln in Farbendruck.

1901. — Kl.-4°. Preis elegant gebunden K 9.— = M 7.50.

Die Vergiftungen,
deren Erkenntnis, Vorbeugung und das gegen sie gerichtete Heilverfahren
für
Mediziner, Ärzte, Tierärzte, Apotheker und gebildete Laien.

Tabellarisch dargestellt von

Dr. Josef Lindenmayer,

k. und k. Regimentsarzt

3 Tafeln in Großformat mit Text in 16°.

1898. — Preis K 2.— = M. 1.70. kartoniert K 2.40 = M. 2.—.

Hilfstafeln
zur
Prüfung der chemischen Präparate.

Auf Grund der Pharmacopœa austriaca ed. VII

zusammengestellt von

Dr. L. J. Panics,

königl. serb. Militär-Apotheker.

Mit Vorwort

von

Dr. Florian Kratschmer,
k. u. k. Generalstabsarzt und a. o. Universitäts-Professor.

und

Dr. Gustav Schacherl,
Oberinspektor der k. k. allg. Untersuchungsanstalt f. Lebensmittel und Univ.-Dozent.

1895. — Preis gebunden K 2.— = M. 1.80.

Anleitung
zur
chemisch-technischen Analyse
organischer Stoffe.

Von

F. M. Horn,

Vorstand des chemischen Laboratoriums der k. u. k. Pulverfabrik Blumau, vorm. Assistent für chemische Technologie an der k. k. technischen Hochschule und am k. k. technologischen Gewerbe-Museum in Wien.

Mit 35 Tabellen und 32 Figuren im Texte.

1890. — Herabgesetzter Preis K 3.— = Mk. 2.50, elegant gebunden K 3.60 = Mk. 3.—.

Leitfaden der Militär-Hygiene

für den

Unterricht der Einjährig-Freiwilligen-Ärzte.

Von **Dr. Johann Schöfer,**

k. u. k. Oberstabsarzt.

Zweite, umgearbeitete Auflage. — Mit 9 Abbildungen.

1900. — Preis K 2.80 = M. 2.50, eleg. gebunden K 4.— = M. 3.50.

Die Thompson'sche
Zwei-Gläser-Harnprobe
und ihre diagnostische Verwertung.

Schematisch dargestellt von

Dr. Richard Hofmeister in Karlsbad in B.

1899. — Preis 70 Pf. = 80 h.

Medizinischer Verlag von Josef Šafář in Wien.

Soeben erschienen:

Die Infektionskrankheiten

rücksichtlich ihrer

Verbreitung, Verhütung und Bekämpfung.

Kurzgefaßtes Lehrbuch

für

Militärärzte, Sanitätsbeamte und Studierende der Medizin.

Von **Oberstabsarzt Dr. Ludwig Kamen,**

weil. ständ. Mitglied des k. u. k. Militär-Sanitäts-Komitees und Lehrer an der militärärztlichen Applikationsschule in Wien.

Mit etwa 60 Abbildungen im Texte und 5 Tafeln.

Lieferung I. u. II. à K 1.80 = M. 1.50.

Vollständig in etwa 7 rasch nacheinander folgenden Lieferungen.

Anleitung zur Durchführung bakteriologischer Untersuchungen

für

klinisch-diagnostische und hygienische Zwecke.

Von

Oberstabsarzt Dr. Ludwig Kamen,

weil. Vorstand des bakteriologischen Laboratoriums des k. u. k. Militär-Sanitäts-Komitees und Lehrer an der militärärztlichen Applikationsschule in Wien.

Mit 118 Figuren im Texte und 76 Photogrammen auf 12 Tafeln.

1903. — Preis K 10.— = M. 8.40, eleg. gebunden K 11.40 = M. 9.60.

Praeparata pharmaceutica

(Composita)

quorum dispensatio — jussu minist. rerum intern. die 17. dec. 1894 (l. i. a. num. 239, art. 1.)

absque medici praescriptione

pharmacopolis licita est.

Omnibus officinalibus pharmacopoeis europaeis et tribus editionibus, quae novissimam pharmacopoeam austriacam praecedunt,

adhibitis composuit

Phar. Mag. et Prov. **St. Rektořík.**

Pharmaceutische Zubereitungen,

deren Abgabe den Apothekern — laut dem 1. Absatz der Ministerial-Verordnung vom 17. Dezember 1894 (R.-G.-Bl. Nr. 239) — **im Handverkaufe** freigelassen wurde.

Zusammengestellt nach allen gültigen europäischen Pharmakopöen und drei, der jetzigen österreichischen Pharmakopöe vorangegangenen Ausgaben.

1903. — Preis K 4.— = M. 3.40, eleg. gebunden K 5.— = M. 4.20.